Annales Mycologici

Editi in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis

Vol. XXVIII. 1930. No. 3/4.

Standorte und geographische Verbreitung der Schimmelpilze.

Von Adalbert Blochwitz.

Die Standorte.

Über die Standorte der Schimmelpilze hört man einerseits die Ansicht, daß sie auf allen möglichen organischen Stoffen vorkommen, andererseits, daß sie auf abgestorbenen Vegetabilien leben, während tierische Stoffe, Leichen, Exkrete von Bakterien aufgezehrt werden. In die Literatur kommen sie in der Regel nur dann, wenn sie eines abnormen Standortes wegen auffallen und dann fast immer unter einem neuen Namen und mangelhafter Beschreibung, die eine sichere Identifizierung nicht zuläßt; man findet deshalb wenige Angaben darüber. Manche haben indes einen spezifischen Standort, so bekanntlich Mucorineen auf Mist von Pflanzenfressern, indem die mit der Nahrung aufgenommenen Sporen ungeschädigt den Darmkanal durchlaufen und nicht erst aus der Luft dahin gelangen müssen.

Die Aspergillaceen.

In ähnlicher Weise haben manche Aspergillen, die hier in erster Linie in Betracht gezogen werden sollen, ihren regelmäßigen Standort auf Reis- oder Bohnenkoji (*A. Oryzae*, *luchuensis*, *Wentii*, *Tamarii*), auf Bataten bei der Branntweinbrennerei (*A. niger*? Saito), Penicillien auf Käse (Camembert, Brie, Gorgonzola, Roquefort), sei es, daß sie von einem Produkt auf die nächste Masse übergeimpft werden wie Hefe, Sauerteig, sei es, daß sie sich in den Gärräumen eingenistet haben und aus der Luft dahin gelangen wie Milchsäurebakterien in den Ställen und Penicillien in Obstlagerräumen. *A. Oryzae* und *luchuensis* sind nur von Koji bekannt und höchstens einmal „verwildert", *A. Oryzae* eine in der Kultur entstandene Varietät von *flavus*, *luchuensis* sonst nur einmal in Java, einmal in Nord-Amerika (?) gefunden. Auf Koji stellen sich auch öfters ungebetene Gäste ein, so *glaucus*, *elegans* (Saito), *niger* (= *perniciosus* Inui), noch öfter *Rhizopus*-Arten (*Rh. Delemar* Hanzava), die aber wohl an der Gärung beteiligt sind.

Leider sind wir gerade über die Standorte der seltenen Aspergillen so gut wie gar nicht unterrichtet; man könnte wohl daraus einen Schluß auf die Gründe ihrer Seltenheit ziehen. Die meisten sind aus der Luft eingefangen worden, sei es absichtlich, sei es zufällig, oder aus dem Erdboden isoliert. Hier können sich natürlich von jeder Spezies Konidien finden; aber keiner hat hier einen normalen Standort, da sie hier nicht

sporulieren können. Bezeichnungen wie *A. terreus, terricola* sind demnach sinnlos. Allerdings wird bei den Bodenanalysen, die von den Amerikanern zahlreich ausgeführt wurden, um nicht oberflächlich aus der Luft herabgefallene Sporen zu bekommen, die Probe aus einer Tiefe von 1—8 Zoll = 2,5—20 cm entnommen und in sterilen Behältern versandt. Wo der Boden nicht mit zusammenhängender Decke bedeckt ist, auf Äckern usw., können aber doch nur eingeschwemmte Sporen sich finden; und die Frage, wie sie unter die Grasdecke einer Wiese oder des Waldes gelangen, habe ich noch nicht beantwortet gefunden. Waksman, Can fungi actually live in the soil and produce mycelium? (Science, new series 44, p. 320), und „Is there any fungous flora of the soil?“ (Soil Science 3, p. 178), wies nach, daß in geeigneten Böden Schimmelpilze auskeimen und Myzel bilden, und es gehe das ja schon daraus hervor, daß man sie daraus isolieren könne. Wo viele Bodenbakterien waren, waren auch Schimmelpilze reichlich zu finden, offenbar weil humusreich, unter günstigen Bedingungen diese sogar reichlicher als Bakterien und stärker an der NH_3-Bildung beteiligt als Bakterien, in fruchtbaren Böden reichlicher als in sterilen; sonst könne er keinen Unterschied in dem Befund von verschiedenen Lokalitäten erkennen; doch ist es auffällig, daß in Wiese und Obstgarten mehr *Mucor-* und *Aspergillus-*, im Waldboden mehr *Penicillium*-Spezies vorkamen. Werkenthin fand in Texas keinen Unterschied zwischen Kultur- und jungfräulichem Boden (der hier aber nicht steril ist wie in Wüsten und und Steppen). Beckwith, Root- and culm-infections of wheat by soil fungi in N.-Dakotah (Phytopathology I, p. 169—76, 1911), fand in Boden, wo jahrelang Weizen gebaut worden war, häufig, dagegen sehr selten in jungfräulichem Boden: *Fusarium, Colletotrichum, Macrosporium, Cephalothecium roseum, Helminthosporium, Alternaria, Spicaria, Verticillium, Rhopalomyces;* die ersten 5 wurden auch an den Weizenpflanzen nachgewiesen. Aspergillaceen und Mucorineen werden hier also nicht erwähnt. Nach Muth (Cbl. Bact. u. Par. 21, p. 552) werden Keimlinge durch den Samen anhaftende *Aspergillus-* und *Rhizopus*-Sporen in der Erde geschädigt, wie es für Fusarien längst bekannt ist. Von welchen Bedingungen das Überwiegen der einen oder der andern Gruppe von Pilzen im Boden abhängt, welchen Wert sie etwa für die Fruchtbarkeit haben können, für die Beantwortung solcher Fragen hält Waksman die Anzahl der vorliegenden Analysen nicht für ausreichend. Goddard, Bot. Gazette 56, 1913, verneint die Frage: „Can fungi living in soil assimilate free N?“, höchst überflüssig, da sie im Boden genug N-Substanz finden; in sterilem Boden aber würde ihnen diese Fähigkeit nichts nützen, da sie doch auch CO_2 nicht zu assimilieren vermögen; übrigens war die Frage der N-Assimilation längst verneint. Scales, Some fungi tested for cellulose destroying power (Bot. Gaz. 60, 1915), fand, daß Zellulose, mit Am_2SO_4 getränkt, zu zerstören vermögen: *A. flavus, fumigatus, niger, nidulans, Oryzae, Wentii, galeritus,* nicht *candidus.* Hopffe (Cbl. Bact. u. Par. I, 83, 1919) gibt an, daß *A. fumigatus* auch im Verdauungs-

traktus der Wiederkäuer eine Rolle bei der Zellulose-Zersetzung spiele; einen normalen Standort hat er hier aber gewiß nicht und neben den Darmbakterien gewiß keine Bedeutung; — er müßte sich sonst massenhaft im Kot finden.

Auf dem — bekanntlich sehr feuchten — Boden von Reisfeldern in Burma wurden *A. niger*, *galeritus*, *flavus* (sklerotienreicher Stamm) an der Oberfläche sporulierend gefunden, was nicht zu verwundern ist, da derselbe sehr humusreich ist. (E. W. Mason, Annotated account of fungi received at the Imp. Bureau of Mycology, List II, Kew. 1928.)

Da die Konidien im Wasser auskeimen, werden zahllose durch Regen vernichtet, die nicht zufällig auf ein geeignetes Nährsubstrat gefallen sind, und auch hier können sie sich im Freien nur dann weiter entwickeln, wenn wieder Trockenheit eintritt. Wahrscheinlich sind Perithezien nicht so leicht durch Feuchtigkeit zu vernichten und beruht darauf die Häufigkeit von *A. glaucus;* doch widerspricht dem die Seltenheit der andern perithezienführenden Arten, *nidulans*, *candidus*, *malignus*. An feuchten Stellen müssen sie während des Winters ausnahmslos zugrunde gehen; an trocknen können die Konidien viele Winter überdauern. In Kulturen, die ich während eines ganzen Winters unter Wattestopfen und Glasdach im Freien liegen ließ, hatten die Konidien nicht gelitten; auch Kulturen, die im Winter beimpft worden waren und im Kalthaus bei offenstehender Tür oder im Keller bei Außentemperatur (offenem Fenster) gelegen hatten, gingen im Frühjahr prompt auf, dagegen nicht, wenn nach dem Auskeimen wieder Kälte eintrat. Nach Jensen (Lit. siehe nächsten Abschnitt) überwintern, pflanzenparasitische Pilze saprophytisch im Boden; doch gilt dies nur für obligate Parasiten anderer Kreise, die in der nächsten Vegetationsperiode die Wurzeln befallen und mit den Keimpflanzen in die Höhe wachsen. Hier hätten Schimmelpilze wohl einen geschützten Ort zum Überwintern, doch bleibt es unerklärlich, wie sie in tiefere Bodenschichten gelangen; und wie sie wieder herauskommen sollen, um ihre Konidien zu verbreiten, falls sie mit Samen in die Erde gelangen. Seit Erscheinen des Menschen überwintern sie jedenfalls zumeist in Wohn-, Stall-, Lagerräumen.

Es ist auffällig, daß so viele aus Luft oder Erde gewonnene Aspergillen nie oder fast nie an natürlichen Standorten entdeckt wurden (*varians*, *terricola*, *flavipes*, *ustus*, *minutus*, *malignus* 3mal im Ohr, kein normaler Standort, *Sydowi*, *conicus* nur 1mal auf Backpflaumen); und es wäre hier in Hinsicht auf ihre Lebensweise besonders wertvoll, ihre Schlupfwinkel kennen zu lernen.

Für Aspergillen trifft jedenfalls die allgemein verbreitete Ansicht nicht zu, daß sie hoher Feuchtigkeit bedürfen. Es ist das nur so zu verstehen, daß der Nährkörper oberflächlich benetzt oder feucht sein muß, um das Auskeimen und das Eindringen zu ermöglichen oder zu erleichtern. Am günstigsten ist also anfängliche Feuchtigkeit und baldiges Eintrocknen, wie es bei uns nach einem Regen der Fall zu sein pflegt, wodurch *Mucor*

und *Rhizopus* ausgeschlossen werden und nachträglich etwa aufliegende Penicillien; sonst könnten Aspergillen in der Natur kaum noch vorkommen. Nur wenige Arten gedeihen gut bei hoher Feuchtigkeit, auf Nährlösung; diese sind daher zu Versuchen fast ausschließlich benutzt worden und besonders gut bekannt; weshalb stellt man sonst alle Versuche mit *A. niger* an und nicht mit *glaucus*? Die meisten gedeihen im Gegenteil gerade am besten bei mäßiger Feuchtigkeit, auf angefeuchtetem oder unbefeuchtetem Brot, und können in der Natur nur bei einer Trockenheit gedeihen, welche Bakterien ausschließt. Im allgemeinen gilt die Regel: Aspergillen treten spontan da auf, wo für eine reiche Bakterienentwicklung die Feuchtigkeit nicht ausreicht. Auf unbefeuchtetem Brot sporulieren gut, nicht oder schlecht auf Nährlösung: *A. glaucus*, *conicus*, *albus* und *candidus*, *Wentii*, *alliaceus*, *versicolor*, *varians*, *nidulans*, *minutus* und *ustus*, *citrisporus*, *terricola*, *malignus*, *luchuensis*, *flavipes*. Leider wachsen auch *Rhizopus*, *Mucor racemosus* und andere Spezies, Penicillien auf unbefeuchtetem Brot, diese ebenso gut wie auf Flüssigkeiten. Ebenso trifft für Aspergillen die Ansicht nicht zu, daß sie Vegetabilien, speziell säuerliche Früchte bevorzugen, weil sie saure Substrate lieben, Bakterien dagegen tierische Stoffe wegen der alkalischen Reaktion. Es gäbe keine Essigsäure-, Milchsäurebakterien, wenn das durchgängig der Fall wäre. Nur wenige Aspergillen, die säurebildenden Euglobosen, *ochraceus*, *elegans*, *sulfureus*, *Wentii*, *purpureus*, die auf Nährlösung bis zu $2\frac{n}{100}$ Oxalsäure bilden; — *niger* bildet noch viel mehr, — und die subglobosen Kojipilze *Oryzae*, *Tamarii*, die etwas Zitronensäure bilden, sowie *flavus* gedeihen auf angesäuerter Lösung. Ich kultivierte alle Aspergillen auf Nährlösung mit H_3PO_4, H_2SO_4, Zitronensäure, KOH, das alsbald in K_2CO_3 übergeht, in Abstufungen von $\frac{1}{100}$ Normalität, auch mit $CaCO_3$ zur Abstumpfung etwa gebildeter Säure. Die hygrophoben und die mesophilen gedeihen bei alkalischer Reaktion sichtlich besser, nur *A. niger* gar nicht. Höhere Säuregrade vertragen nur *A. niger*, *Citromyces* und *P. glaucum*, besonders *P. italicum*, das 8 % Zitronensäure verträgt. 1 % Zitronensäure vertragen allerdings manche Spezies, wachsen aber dabei sehr langsam. Diese Ausnahmen sind unzulässigerweise verallgemeinert worden.

Obstschalen, auch Bananen, Ananas, unter Glasglocken im Zimmer oder im Brutschrank stehend, überziehen sich, wie bekannt, alsbald mit einem lockeren oder dichten *Rhizopus*- oder *Mucor*-Filz, dazwischen vielfach *Penicillium*-Kolonien, die meist aus anhaftenden Sporen stammen, aufweisend; auch *Stysanus Stemonitis* trat mehrfach auf, nur selten ein *A. niger* oder *flavus*, einmal *fumigatus* im Brutschrank, diese nur im Brutschrank reichlich entwickelt, nur *niger* hier üppig; und deren Sporen stammten wohl aus der Laboratoriumsluft, wo öfters geimpft wurde. Auch Morse und Lewis, Maine apple diseases Bull. (Maine Agr. Exp. St. Bull. 185, 1900) fanden von Schimmelpilzen nur *Rhizopus* und *Penicillium*, keinen *Aspergillus*. Ebenso

wurden in der Station für Pflanzenschutz, Hamburg, wo alle amerikanischen Äpfel stichprobenweise auf San-José-Schildlaus untersucht werden, keine Aspergillen gefunden. Nur einmal wird auf Äpfeln ein *A. glaucus* (= *oosporus* Wallroth) erwähnt. *Penicillium* lebt parasitisch auf Obst, *P. italicum*, das 8 % Zitronensäure verträgt, auf Zitronen und Orangen, ist übrigens nur eine an diese Nahrung angepaßte Wuchsform von *P. glaucum*. Aspergillen vermögen, auch wenn geimpft, nicht weiter um sich zu greifen, als die Wunde reicht, also nicht in unverletzte Zellen einzudringen. Auf Birnenschalen und geschältem Obst, unter obigen Maßregeln möglichst steril geimpft, in kleinen Doppelschälchen, gingen dagegen sämtliche Aspergillen gut auf bis auf *malignus*, *conicus*, *candidus*, *versicolor*, *nidulans*; *candidus* dagegen gut auf alten, faulenden Birnen und Äpfeln, wo auch andere Spezies sich spontan ansiedelten und dichte Polster bildeten — offenbar deshalb, weil sie hier keine intakten Zellwände zu durchbrechen haben. Nach Issatschenko (siehe oben) durchbohren indes die Hyphen von *A. niger* die Kutikula sogar; nach Jochems (Teysmannia 12, 1926, zitiert Boedijn) lebt dieser parasitisch auf Arachis.

In meinen Versuchen gediehen auf Bananen von Aspergillen bei 25° — um möglichst unter tropischen Bedingungen zu untersuchen — alle hygrophilen Spezies — euglobose und subglobose — ausgezeichnet und entwickelten sich bis zur Konidienreife ebenso rasch wie sonst, die hygrophoben dagegen gar nicht. Dabei wurden die Konidien nicht mit der Nadel eingestochen, sondern — ebenso wie bei den Versuchen auf Obstschalen (-Innenseite) — nur lose aufgestrichen, um möglichst natürliche Bedingungen einzuhalten. Es gediehen üppig und breiteten sich weit aus auf Bananen und geschälten Birnen (die mit * bezeichneten waren bei den Versuchen auf Birnen 1921 noch nicht in meinem Besitz): *A. niger*, *atropurpureus*, *japonicus**, *violaceo-fuscus**, *ochraceus*, *elegans*, *varians*, *niveus*, *galeritus*, *flavus*, *Tamarii*. Diese traten auch oft spontan auf, da beim Impfen mit großen Mengen Konidien ein Verstäuben unvermeidlich ist und mehrere Früchte auf einen Teller nebeneinander gelegt wurden. Die oben erwähnten Birnenschalen unter Glasglocken wurden natürlich vor der Laborationsluft geschützt, da ich sie eben auf anhaftende Spuren untersuchen wollte. Mit größeren Mengen muß man hier schon impfen, da einzelne Kolonien leicht durch Vereinigungen unterdrückt werden können. Auf Bananen ist das Wachstum üppiger als auf Obstschalen, da sie eben viel nährstoffreicher. Auf die Impfstriche beschränkt blieben, aber normale, konidienreiche Köpfchen bildeten auf Bananen: *A. ustus**, *luchuensis*, *Sydowi**, *varians*, *sulfureus**, *galeritus*, *niveus*, *alliaceus**. Nur locker stehende, winzige, kümmerliche Konidienträger, also nicht auf normalem Substrat, bildeten: *fumigatus*, *clavatus*, *minutus**, *glaucus*. Nicht gediehen: *conicus*, *malignus*, *terricola**, *nidulans*, *candidus*, *albus* Okazaki, *flavipes**, *Wentii*. Auf dem — trockeneren — Mark der Schaleninnenseite entwickelten sich dagegen gut und breiteten sich auch beim Eintrocknen weit aus: außer den auf dem

Fruchtfleisch gut wachsenden auch die mehr hygrophoben *galeritus*, *niveus*, *fumigatus*, *clavatus*, *varians*, *nidulans*, *versicolor*, *terricola**, *quercinus**. Der Unterschied zwischen *niger*, *ochraceus* usw. einerseits und den gar nicht gedeihenden ist ungeheuer, ebenso der Unterschied zwischen dem Fruchtfleisch und den Schalen. Auf der Schnittfläche von Äpfeln gediehen üppig *niger*, *carbonarius*, *flavus* und *Tamarii*, *ustus*, mäßig *niveus*, *galeritus*, *ochraceus*, *sulfureus*, *clavatus* nur spurenhaft, die anderen nicht, da Äpfel etwas säuerlich sind. Auf Kartoffelscheiben, nur einmal kurz sterilisiert, wuchsen alle, selbst *glaucus*, der keine Stärke assimiliert; Bakterien entwickeln sich erst später in einer hemmenden Menge.

Nach Literatur-Angaben fanden sich

die hygrophilen

niger auf Feigen, Datteln, Weinbeeren, Granatäpfeln, Zitronen, Zwiebeln, Kakao- und Strychnos- u. a. Früchten, Samen, Teewurzel, Leder, im Ohr;

purpureus auf Kaffeekirschen, Bananen;

ochraceus auf Mandeln, fermentierendem Kaffee, Blättern, getrockneten Fischen (Yukawa);

elegans auf Zitronen;

violaceo-fuscus auf Früchten, gekochtem Mais;

carbonarius auf Weinbeeren;

flavus auf Datteln, Kakaofrüchten und -bohnen, Erdnüssen, Samen (*St. lutea* und *fusca* Bainier und Boedijn), Dattelkernen, die auf Moos auskeimten (van Tieghem), Paranüssen, Diospyrosfrüchten und anderen, selbst Zitronen (Cooke and Massee), Teewurzel, fleischiger Impatiens-Korolle, Kot, lebenden und toten Insekten, Wachs, im Ohr und Nagel;

Tamarii auf Bohnenkoji, Paranüssen, Kakao-, Baumwoll- u. a. Samen, Tomaten;

die mesophilen

fumigatus auf Vegetabilien, besonders im Heu, Holz, in Lunge, Ohr, Nagel;

clavatus auf Gänse- und Hühnerkot, Vegetabilien, Traubensaft (Wehmer);

galeritus auf Bananen, im Ohr;

varians auf faulenden Zuckerrüben;

sulfureus auf Zeisigexkrementen;

die hygrophoben

candidus auf Pumpernickel, Körnern häufig, Kot öfters, Harn, Raupen (*? niveus?*), Backpflaumen, Hanfstrick, Holz, Leder, Haut;

conicus auf Backpflaumen (Bainier), Erdnuß (Hanzava);

citrisporus auf Raupenkot;

niveus auf *Grillus domesticus;*

malignus auf Dahlienknolle, im Ohr 2mal (Lindt, Bainier);

Wentii auf Reiskoji, Paranuß, Holz, Pilzen, Pumpernickel;

nidulans auf Hummelnest, Blättern, in Ohr und Lunge (1 mal);
versicolor auf Körnern (Mais), Blättern, Rinde, Galläpfeln, Gingkonuß, Erdnuß, *Ambra grisea*, Wurst (Carbone);
flavipes auf Packpapier (Bainier), Rattenexkrementen (Boedijn), Pferdemist (Bainier et Sartory);
alliaceus auf Zwiebeln, toter spanischer Fliege;
luchuensis auf Awamori-Koji;
glaucus auf Erdnüssen, Menschenkot, Laub, Leder, Wurst, Käse u. v. a.

Man ersieht aus der Tabelle, daß auf fleischig-saftigen Früchten nur hygrophile Spezies vorkommen und nur oxyphile häufiger; umgekehrt ist das Vorkommen auf Tieren und tierischen Stoffen auf oxyphobe Spezies beschränkt; nur *flavus* ist recht omnivor. *A. flavus* wurde auf Früchten gefunden z. B. im Botanischen Garten Buitenzorg (= *A. Penicillopsis*), im Botanischen Garten Singapore (= *A. vitellina* Ridley) und Kuba, auf einer Korolle in Manipur, Indien (*A. corolligena* Massee). Häufiger trifft man sie auf trockenen Früchten (Feigen, Datteln, Rosinen, Dörrobst), Getreidekörnern und Samen (Para = Brasilnüssen = *Bertholletia*, Erdnüssen, Mandeln, Maronen), eingemachten Früchten, Marmelade, Pflaumenmus, wo *glaucus* einen typischen Standort hat, auf dem nicht saftigen Perikarp von Kakaofrüchten: *flavus* = *A. Delacroixi* Sacc. in Kolumbien (Sydow), Kamerun (v. Faber), Philippinen (Hennings), auch *niger* auf St. Thomé (Lutz), *Tamarii* = *dipus* F. et W. in Venezuela, *fumigatus*, *flavus*, *Tamarii*, *niger* an der Goldküste (Mason); Bananen: auf frisch importierten Bananen im Hamburger Freihafen, also tropischen Ursprungs, fand ich *A. galeritus* und *purpureus;* auf grünen Nüssen: *A. glaucus* und *versicolor;* auf Gingkonuß: *A. versicolor* (Wehmer); auf Opuntia — auf dem sukkulanten Stamm oder auf der Frucht? — ein nicht zu bestimmender sogenannter *A. africanus* Dur. et Mont.; auf grünen Bohnen (Hülsen): *St. pulverulenta* Mc Alpine, N.-S.-Wales; auf Dahlienknolle: *A. malignus;* auf Galläpfeln: *A. niger* und *versicolor*. Auf dem Epikarp von Früchten ist die Lebensweise wohl ähnlich der auf Blättern; hier dringen die Hyphen durch die Spaltöffnungen ein auf Rinden und Früchten vielleicht durch die Lenticellen; doch treten sie auf Bananen usw. erst auf, wenn dieselben weich, schwarz geworden sind. Auch auf Blättern keimen sie ja nur aus, wenn diese vom Regen benetzt sind (Issatschenko, Ber. C. Phyt. am K. Bot. Garten Petersburg 1908, ref. Cbl. Bact. u. Par. 24, p. 279). In Feigen und Granatäpfel dringt *A. niger* zur Blütezeit ein oder doch, bevor der Blütenbecher sich schließt. Nach McMurran, Phytopathology 2, p. 125, 1912, wird er bei der Bestäubung durch Insekten eingeschleppt; ebenso fand Thom *A. niger* in Capsicum-Früchten ohne äußere Verletzung. Auf halbierten weichen Feigen vermag *A. niger* auch geimpft nicht zu gedeihen. Auf Backpflaumen fand Bainier *A. conicus*, der einzige bisher bekannte Standort dieses seltenen Pilzes außer auf Erdnuß (siehe oben), Kossowicz, Zschr. lwsch. Versuchswesen in Öst. 14, p. 20, 1911, ref. Cbl. Bact. u. Par. 30,

p. 278, *A. glaucus* auf gedörrten Birnen, die ungeheuer keimreich sich erwiesen. Die Frage, ob Penicillien und Aspergillen parasitisch oder nur saprophytisch auf Obst und andern Pflanzenteilen leben, ist erörtert in „Schimmelpilze als Pflanzenparasiten", Ber. D. Bot. Ges. 47, p. 351, 1929.

Dahingegen auf Samen und trockenen, mehligen Früchten: Auf Getreidekörnern hat *A. candidus* einen typischen Standort, ebenso wohl *A. versicolor*, beide extrem hygrophob. Tiraboschi, Ann. di Bot. 7, 1908, fand auf verschimmeltem Mais *A. flavus*, *fumigatus*, *niger*, *versicolor*, *varians*, *ochraceus*, *effusus* = *flavus* mit Luftmyzel. Brizi ebendort *flavus* angeblich als Erreger der Pellagra-Krankheit, aber doch in 60, 70, selbst 90 % der verschimmelten Körner *P. glaucum;* doch ist nur *versicolor* auf Mais in Italien häufig, irrtümlich ebenfalls als Pellagra-Erreger von Ceni angesehen; auch auf argentinischem Mais im Hamburger Institut für Samenkontrolle von mir gefunden; auf Baumwollsamen: *niger*, *glaucus* in Spanien, Tanganjika-Territory, ersterer häufig (Mason l. c.); auf Para = Brasilnüssen: *A. Tamarii* und *Wentii*, *St. carnea* van Tieghem = *A. galeritus?;* auf Mandeln und fermentierenden Kaffeebohnen: *A. ochraceus;* letztere erhalten dadurch ein besseres Aroma und werden deshalb oft damit beimpft. Dabei werden nach Freudenberg, Ber. D. Chem. Ges. 53, 1920, Bakterien durch die Gerbstoffe am Überwuchern gehindert. Auf Erdnüssen: *A. glaucus*, *conicus* (Hanzava), *versicolor* (Autor, im Hamburger Freihafen). Im Hamburger Hafen (Fruchtschuppen) wurden große Mengen verdorben angelangten Obstes, Bananen, Ananas usw. weggeworfen; es wäre dies eine reiche Fundgrube für überseeische Schimmelpilze; leider hatte ich nur kurze Zeit zum Absuchen, da ich Hamburg gerade verlassen mußte, als ich auf den Gedanken verfiel.

Einen typischen Standort hat nach Kopeloff (Thom) *A. penicilloides* auf Zucker — oder wohl Melasse? — in den Zuckersiedereien Louisianas und Westindiens, wahrscheinlich wohl zunächst auf dem Zuckerrohr und mit diesem eingeschleppt, da von Spegazzini auf den Blättern desselben gefunden; Kopeloff fand dort auch *A. Sydowi*, Amons auf Java dagegen *A. flavus* var. *rufa* oder *Tamarii* (= *A. spadix* Amons), *A. galeritus* (= *A. fuscus*), *purpureus* (= *A. Ficuum*).

Auf Zwiebeln, also zuckerreichem Substrat, wurde mehrfach *A. niger* beobachtet (so auch Durieux et Montagne), ferner *alliaceus*. Thom erklärt, daß die Sporen durch Verletzungen, beim Ausgraben entstanden, eindringen. Verwesende Pilze, also gleichfalls ein nährstoff-, besonders N-reicheres Material als Blätter und dergleichen, dabei aber ein sehr wasserreiches, werden mehrfach als Standort angeführt. Wohl meist lag *A. glaucus* vor, doch auch *candidus* (Penzig, Java), *fumigatus* = *subgriseus* Peck, parasitisch auf Corticium polymorphum (siehe „Schimmelpilze als Pflanzenparasiten" l. c), *Wentii* auf Boletus (Boedijn, Java). Auf Spargel, asparagin-, aber wasserreich, fand sich *A. phaeocephalus* Durieux = *niger* oder *atropurpureus* (Madras).

Auf Blättern fanden sich *A. glaucus, versicolor, ochraceus* (Wilhelm, Boedijn), *clavatus* (Desmazières), *fumigatus, nidulans* (Saccardo, auf Luzon), *niger, candidus (?)*. *A. fumigatus*, hochgradig thermophil, ist nach Miehe im Heu sehr häufig zufolge der Selbsterhitzung; daraus erklärt sich die häufige Erkrankung von Personen, die im Heu schlafen, in Ohr und Lunge (Lustig, siehe „Schimmelpilze als Tierparasiten"). Vom Heu aus gelangt er wohl auch ins Getreide — doch bleiben auch an den Spelzen leicht Konidien hängen — und vom Getreide in die Lunge der Vögel. Auch bei der Tabak-Fermentation siedelt sich oft *fumigatus* an (True, Molds of sigars, U. S. Dep. Agr. of Plant Ind. Bull. 109, 1914, ebenso Sartory), nach True auch *niger, Rhizopus, Mucor, Penicillium*, auf schlecht getrocknetem Tabak auch *candidus* (Eichelbaum, Amani D. O.-A.).

Auf Holz (siehe oben: Zellulosezersetzung) werden angegeben *A. candidus (?), fumigatus*, von mir festgestellt: *A. Wentii* und *ochraceus* (aus Java bzw. W.-Indien); auf Welwitschia-Strobilis, die auch im wesentlichen als Zellulose zu betrachten sind, *A. niger;* auf Hummel- und Wespennestern, für die das gleiche gelten dürfte, *candidus* (Java), *nidulans* und *versicolor;* das ist bei diesen Xerophyten nicht auffallend. Auffallend ist dagegen *A. niger* auf den trockenen, papierartigen Strobilis im trockenen Klima; auf Rinden mehrfach *versicolor*, so auf gerbstoffreichen Weidenruten (Massalongo) und Eichenrinde (Zukal, siehe *A. Rehmii*).

Auf frisch koaguliertem Hevea-Latex fand Boedijn *A. luchuensis*, auf Kautschuk *A. ochraceus, flavus*, auf Katechu von Uncaria Gambir *A. niger*.

Tierische Stoffe. Auf Gefrierfleisch wird *Cladosporium* als häufig angegeben, wohl nur vom Saft lebend, nicht das Gewebe aufzehrend. Auf Serum gedieh nach Siebenmann nur *A. fumigatus*, nicht *glaucus* und *niger*. Auf Cerumen entwickelte sich nach demselben Autor *A. glaucus* erst, nachdem dasselbe lange Zeit unter einer Glasglocke, also feucht, gelegen hatte und das Fett offenbar hydrolysiert war (siehe „Schimmelpilze als Tierparasiten"). Auf sterilisiertem, fettfreiem Muskelfleisch gediehen sämtliche von mir untersuchten Aspergillen. Es bildeten dichte Konidiendecken: *A. niger, ochraceus, elegans, flavus, Tamarii, fumigatus, malignus, niveus, galeritus, candidus, albus* Okazaki, *luchuensis, varians, versicolor, nidulans, clavatus*. Mäßig gediehen, nur lockere Decke bildeten *glaucus, Wentii, purpureus*, — bei letzteren vielleicht nur Zufall infolge Eintrocknens, ebenso dicht wuchsen *Penicillium, Thamnidium, Rhizopus, Mucor racemosus*. Auf Salamiwürsten fand Carbone, Atti Ist. Bot. Pavia 1914, *A. glaucus* und *versicolor*, also xerophile, oxyphobe Spezies; auf Blutwurst in Dosen fand Autor *A. flavus;* auf Schweinefleisch Bonorden *A. glaucus;* getrocknete Fische (Tunfische) sind in Japan ganz bedeckt mit *A. flavus (= Gymnosardae)* und *ochraceus (= melleus)* nach Yukawa, mit *A. glaucus* nach Hanzava, wohl nur vom Schleim lebend, nicht ins Fleisch eindringend; Angaben hierüber fehlen leider. Auf Käse wird angegeben *A. candidus* und *niger*, von mir beobachtet auch *glaucus* nach langem Liegen desselben in einer

Blechdose. Offenbar ist Käse in der Regel geschützt durch den geringen Feuchtigkeitsgehalt und die harte Rinde. Auf Holländer und Schweizer Käse, mit 1—3 cc. Wasser in schräggelagerten Reagensgläsern sterilisiert, also trocken und nur in feuchter Luft und mit etwas Kondenswasser zum Auskeimen bedeckt, natürlichen Verhältnissen entsprechend, gediehen nur die hygrophoben prächtig: *candidus*, *albus* Okazaki, *glaucus*, *conicus*, *malignus*, *niveus*, *flavipes*, *minutus*, bei höherer Feuchtigkeit, wodurch der Käse erweicht wurde, natürlich auch die hygrophilen *niger*, *flavus*, *galeritus* u. a. Auch *Penicillium* dringt in Camembert und Brie nur wenig in die Tiefe, woran vielleicht der hohe Fettgehalt schuld ist, der den Käse schwer durchdringbar macht. Im Brot dringen Aspergillen wie Penicillien in die tiefste Tiefe und zehren es vollständig auf. Daß auf Roquefort und Gorgonzola im Gegensatz dazu Penicillien die ganze Masse durchsetzen, beruht wohl darauf, daß diese Sorten eintrocknen und Sprünge bekommen, oder auf geringerem Fettgehalt; Literatur hierüber ist mir nicht bekannt. Soweit meine Untersuchungen reichen, sind die Penicillien auf Brie, Roquefort, Gorgonzola ganz gewöhnliches *P. glaucum*, auf französischem, schneeweißem Camembert das von Thom bearbeitete *P. Camemberti* nur eine fast sterile Luftmyzelform davon. Auf Harn wurde *A. candidus* gefunden, der nach Lindner auch auf Kot von Tinea Granella typisch auftreten soll, offenbar von verschimmelten Körnern darauf übergreifend und durch die Tierchen verschleppt, aber nicht diese selbst befallend (siehe „Schimmelpilze als Tierparasiten"). In einem Hühnerei wurde ein nicht genügend beschriebener *Aspergillus* gefunden, auf Kahmhaut, also Essigbakterien, *glaucus* (Corda). Auf einer Gelatineplatte mit zahllosen Hefekolonien wurden diese restlos von einem eingedrungenen *Penicillium* aufgezehrt. Auf Ambra grisea fand Beauregard *A. versicolor*. Die Mistpilze sind besonders von Marchal eifrig gesammelt worden. Typische Mistpilze sind bekanntlich Mucorineen, *Coprinus*, *Botryotrichum;* doch kommen auch Aspergillen vor, auf Exkrementen kleinerer Tiere vornehmlich. Einen typischen Standort hat hier vielleicht *A. citrisporus*, der 3mal auf Raupenkot angetroffen wurde (v. Höhnel-Wien, Thom-N.-Am.); von sonstigen *clavatus* (Hühner), *flavipes* (Ratten, Pferde), *fimetarius* = *niveus* oder *flavipes* oder eine unreife Spezies (Wild, Peck-N.-Am.), *candidus*, *sulfureus* (Zeisig, Fresenius). Ich wollte einmal Raupenkot in größeren Mengen darauf untersuchen, ob *citrisporus* oder andere Aspergillen hier öfter auftreten, wurde aber daran verhindert, da das Substrat, Kohl, infolge bakterieller Zersetzung im Institut zu riechen anfing; ich hätte den Kot absuchen müssen.

Auf und im Körper von Menschen und Tieren kommen Schimmelpilze bisweilen parasitisch oder saprophytisch vor (siehe „Schimmelpilze als Tierparasiten"): in der Lunge *fumigatus*, nur je 1mal *nidulans*, saprophytisch in zerstörtem Gewebe *niger*, *glaucus*, *Mucor botryoides*, im Ohr *niger*, *flavus*, *fumigatus*, 1mal *versicolor?* (Burrelt), *malignus*, *nidulans*, *galeritus*, *Mucor*- und *Rhizopus*-Arten; in der Cornea *fumigatus*, in oder auf Nägeln *fumigatus*,

flavus, in oder auf Haut *glaucus* (= *A. Tokelau*), *Sydowi* (= *A. tunetana*), *nidulans* (Madurafuß), *candidus*, *deseyi* Spegazzini =? und die Caraté-Aspergillen, bisher unbestimmt. Auf lebenden Insekten fast nur *flavus* (Seidenraupen, Schildläusen in Hawaii, Porto Rico, Demerara, Indien (Mahdihassan), Bienen, Termiten in Java (Boedijn), Kornbohrer (Thom-N.-Am.), sonst *niveus* (Grille). Auf toten Insekten hat Thaxter öfter Aspergillen und andere Schimmelpilze gefunden, leider aber nicht bestimmt, Boedijn auf Java *fumigatus*, jedenfalls Todesursache; dagegen war *glaucus* auf einer Schmetterlingspuppe, W.-Indien, sicher nur äußerlich infolge hoher Feuchtigkeit gewachsen, wohl nach dem Absterben, ebenso wie er sich auf zerriebenen Cochenille-Schildläusen fand (v. Thieghem). In meinen Versuchen wurden Drosophilen getötet und völlig aufgezehrt durch *A. fumigatus*, *malignus*, *flavus*, *Tamarii*, *galeritus*, *niveus*, *nidulans*, *clavatus*, nicht durch *P. glaucum*, *Mucor*, *Rhizopus* (siehe Ber. D. Bot. Ges. 1929, Heft 1).

Oft aber findet man Aspergillen mit sehr dürftigen Substraten vorliebnehmend. Als Muster an Genügsamkeit gilt *A. glaucus*, wie von Herbarpflanzen und abgefallenem Laub allbekannt, obwohl er andererseits der typische Brotschimmel ist, umso auffallender, als er von allen von mir untersuchten Aspergillen der einzige ist, der Stärke nicht zu verdauen vermag und hier nur von den Dextrinen lebt. Er lebt auf Stiefeln von Resten der Stiefelwichse oder des zersetzten Fettes oder anhaftendem Schmutz, nach Siebenmann, weil hier der Zucker durch Säuren an spontaner (d. h. bakterieller) Zersetzung verhindert wird; auf altem Leder nur von den Imprägnierungsstoffen, vielleicht Gerbstoffen, auf zersetztem Cerumen im Ohr, zweifellos auch unter Mitwirkung von etwas Staub zur Lieferung der Mineralnahrung, auf Wachs (Link), also einem gleichfalls sehr einseitigen Nährstoff, auf Gipsfiguren (Corda) vom Wachs- oder Firnisüberzug, auf Flaschenkork von den in die Poren eingedrungenen Weinspuren, ebenso in Fässern, auf Wurzeln von Morus, ohne parasitisch einzudringen (Berlese), auf Papier (= *brunneofuscus* Sée), wo *Cephalothecium roseum* seinen typischen Standort hat, offenbar nur vom Leim; von Fließpapier vermag er nicht zu leben. Auf Packpapier trat auch *flavipes* auf (Bainier), auf Leder *niger* und *candidus*, auf Wachs *flavus*, auf feuchtem Pergamentpapier mit Zuckerspuren *P. glaucum*, selten *Mucor* oder *Aspergillus*.

Auf kümmerlichen oder abnormen Substraten werden oft zwergige, kümmerliche Konidienträger gebildet und natürlich als n. sp. beschrieben, z. B. *nanus* auf Pergamentpapier mit Resten des damit zugebundenen Himbeersaftes; besonders als weiße Spezies, da unreife Köpfchen eben stets weiß sind. Man muß sich das bei Beurteilung der Literatur-Angaben stets vor Augen halten.

Vielfach trifft man sie auf Chemikalien und Chemikalien-Lösungen, die nicht einmal von Bakterien verzehrt werden können, meist *niger*, aber meist nur Myzel bildend. In Alkaloidlösungen findet man sie nach längerer Zeit fast immer; vielleicht muß ein wenig Staub die Mineralien liefern,

wenn nicht die Konidie einen besonderen Reichtum daran haben sollte. Auf dem Stopfen einer NH_4-Carminlösung (Grove, Journal of Bot. 23, 1885) liefert NH_3 den N, Carmin den C, auf Wein-, Zitronen-, Gerbsäurelösung *A. niger* regelmäßig (? v. Thieghem), reine Lösungen können hier kaum vorgelegen haben, da N und Metalle fehlen, Chinin (Heim 1893), Zitronensäure: *St. candida* (?, reif? Saccardo), KJ: *elegans* (= *auricoma* Guéguen) Na tart. und Na salic.: *ochraceus* (Bainier), auf einer unbekannten Chemikalienlösung in den Minen Johannisburgs: *flavus* (= *Sartoryi* Sydow), auf Bilsenkrautextrakt: *glaucus* (Bainier), auf Likör mit 35 % Alkoholgehalt: *glaucus* (v. Tieghem).

Bei der Bestimmung ist in solchen Fällen Rücksicht zu nehmen auf Heterochromie, da leicht ein Element, insbesondere Metall (Fe) fehlen kann, das zur Bildung eines Farbstoffes unentbehrlich ist, daher die Beschreibungen oft falsch sind, z. B. *A. spiralis* Grove (siehe oben) = *glaucus*, Konidien und Stiele gelb statt grün (siehe Literatur 1).

Die geographische Verbreitung der Aspergillen.

Die vielfach geäußerte Ansicht, daß die Schimmelpilze Ubiquisten, Kosmopoliten sind, ist wohl der Prüfung wert, ob sie für alle zutrifft. Die Frage, ob sie durch Luftströmungen, vielleicht auch durch die Schiffahrt über die Ozeane geführt wurden oder schon in der Vorzeit bei einer andern Verteilung von Land und Wasser oder bei einem wärmeren Klima zirkumpolar gewandert sind, muß wohl offen bleiben. Man nimmt an, daß die Aspergillen die ältesten Formen sind, großenteils im Aussterben begriffen, die Penicillien die jüngsten, wie in der „Phylogenie" eingehend begründet; daher sind gerade die Penicillien überall gemein. Wie bekannt, wanderten Mucorineensporen mit dem Futter über die Ozeane, keimten im Kot des Viehes aus, das dies Futter aufnahm, und verbreiteten sich so über fremde Erdteile. Es ist eine auffallende Tatsache, daß einige Aspergillen überall häufig sind, eine große Anzahl aber selten oder sehr selten, nur 1, 2, 3mal gefunden wurden, dabei aber doch offenbar über die ganze Erde verbreitet, an weitentlegenen Stellen, durch endlose Wüsten und Ozeane getrennt, angetroffen wurden. Allerdings ist hierbei zu beachten, daß einige wegen ihrer Kleinheit oder äußerlichen oder mikroskopischen Ähnlichkeit mit anderen übersehen oder verwechselt worden, mehr noch, daß viele unrichtig oder mangelhaft als n. sp. beschrieben, also nicht zu identifizieren und möglicherweise mit einer der seltenen Arten identisch sind. Und bedauerlicherweise gilt das gerade von den wenigen tropischen und exotischen Funden, die überhaupt in die Literatur gelangt sind — und das geschieht ja fast immer nur dann, wenn sie eines abnormen Standortes wegen auffallen und für eine n. sp. ausgegeben werden können. In die Pilzfloren, die von Zeit zu Zeit über beschränkte Gebiete veröffentlicht werden, haben sie nie Aufnahme gefunden, außer etwa in die alte Flora Schlesiens von Schröter. Man findet manche Beispiele unter den

„Synonymen“ und „Emendationen“ im vorigen Heft dieser Zeitschrift. Meist wird nur die Farbe beachtet und eine n. sp darnach benannt, und gerade die Farbenbezeichnung ist schwierig und unzuverlässig (siehe *A. japonicus*, *melleus*, *butyraceus*, *ochroleucus*, *castaneus*, *venetus*. Ich erhielt u. a. *A. niveus* bestimmt als *candidus*, *elegans* als *Rehmii*, *conicus* als *clavatus* und als *fumigatus*, *nidulans* als *fumigatus*, *versicolor* als *varians*, *malignus* als *candidus*). Es ist dringend zu wünschen, alles gefundene Material zur Bestimmung zu erhalten.

Überall häufig sind *A. glaucus*, *niger*, *flavus*, *fumigatus*, *versicolor*, seltener, aber überallhin verbreitet *candidus*, *clavatus*, *ochraceus* (Europa 7mal, Japan 3mal, Westindien, N.-Amerika 3mal), *nidulans* (Kasan, Tunis, Luzon, Japan, N.-Amerika), *Wentii* (Java, Berlin, N.- und Süd-Amerika, Japan, Kamerun).

Eine Übersicht über Verbreitung und Häufigkeit der seltenen Arten gewährt am einfachsten eine Tabelle aller mir bekannt gewordenen Fundstellen (es bedeutet E. = Europa, J. = Japan, Am. = Amerika, Afr. = Afrika, * = Bestimmung von mir ausgeführt, † = Belegmaterial hat mir nicht vorgelegen; in allen andern Fällen konnte ich die Bestimmung bestätigen, soweit sie nicht vom Autor herrührt).

2mal *albus* Okazaki . . .	—	J.	N.-Am.?	—
2mal *alliaceus*	—	—	N.-Am.	—
2mal *sulfureus*	E.	—	N.-Am.	—
3mal *purpureus*	—	Java	—	S.-Am.
3mal *elegans*	E.	J.*	—	—
1mal *quercinus*	E.	—	—	—
luchuensis	—	J., Java † (B.)	N.-Am. † (A.)	—
1mal *japonicus*	—	J.	—	—
2mal *aureus*	—	J.	—	Afr.? † (Lutz)
2mal *terricola*	E.	—	N.-Am.	—
3mal *minutus*	E.*	—	N.-Am.	Afr. † (Thom)
4mal *violaceo-fuscus* . . .	E.	—	N.-Am.	—
5mal *flavipes*	E.	Java † (B.)	N.-Am.	—
4mal *carbonarius*	E.*	—	N.-Am.	—
3mal *ustus*	E.	—	N.-Am.	—
5mal *Sydowi*	E.	—	N.-Am.	Tunis
2mal *varians*	E.	—	—	—
1mal *giganteus*	E.	—	—	—
3mal *citrisporus*	E.	—	N.-Am.	—
Tamarii	E.?	J.	N.-Am.	S.-Am. †?
Oryzae	—	J., Java	—	—
3mal *pseudoglaucus* . . .	E.*	J.*	N.-Am.*	—
3mal *malignus*	E.*	—	—	—
4mal *conicus*	E.*	J.*	N.-Am.	—
penicilloides	—	—	N.-Am.	S.-Am.
galeritus	?	J.*	N.-Am.	S.-Am.*
3mal *niveus*	E.*	J.*	N.-Am.*	—
2mal *Koningi?*	E.†	—	N.-Am. † (A.)	—

(Der Gewährsmann für die Bestimmung ist in Klammer beigefügt. B. = Boedijn, Annal. Mycol. 1928, A. = Abbott siehe unten.)

Einen Anhalt für die Häufigkeit und Verbreitung der Aspergillen gewähren die besonders in N.-Amerika zahlreich ausgeführten Bodenanalysen. Die nachfolgende Tabelle ist, was Amerika betrifft, nach der Aufzählung von Abbott, A Summary of the Soil Fungi (Iowa State College Journal of Science I, 3, 1927) zusammengestellt und diese nach den Arbeiten von

Abbott, Soil Science 16, 19 (Iowa), La. Agr. Exp. Sta. Bull. 194, 1926 (Louisiana), sowie dem eben erwähnten J. St. J. Sc. 1927 (Utah).

Oudemans, Arch. Néerlandaises des Sci. ex. et nat. 2. série 7, 1902 und Nederl. Kruidkundig Arch. 3. série 2, 1903.

Dale, Annal. Mycol. 10 und 12, 1912 und 1914 (England).

Goddard, 13th Report Michigan Ac. Sci. 208, 1911.

Jensen, Cornell Agr. Exp. St. Bull. 315, 1912 (New-York).

Paine, Mycologia 1927 (Virginia).

Saito, Journal Coll. Sci. Tokyo 18, 5, 1904, und 23, 15, 1908, Bot. Magazine Tokyo 20, 1906.

Takahashi, Ann. Phytopath. Soc. Japan 1, 1919.

Thom, Am. Journal Bot. 8, 1921. The Aspergilli. Baltimore 1926.

Waksman, Soil Science 21 (die meisten U. S. A.-Staaten bis Oregon und Alaska).

Werkenthin, Phytopathology 6, 1916 (Texas).

Allerdings ist darin nicht angegeben, wie oft jede Spezies von jedem Autor gefunden wurde — häufigere natürlich mehrfach —, sondern es sind nur die Staaten aufgezählt; immerhin stimmt das Ergebnis auch mit den sonstigen Beobachtungen einigermaßen zusammen. Es bedeutet also z. B. *A. niger* U. S. A. 10, daß dieser aus 8 verschiedenen Staaten 10mal in der Literatur aufgeführt wurde:

	U.S.A.	Europa	Japan	Afrika		U.S.A.	Europa	Japan	Java	Afrika
clavatus	3	5	†	1*	*flavipes*	2	2	—	1	—
glaucus	7	∞	†	†	*Wentii*	3	1*	4*	∞	1*
conicus	1	2	1*	—	*sulfureus*	2	1	—	—	—
fumigatus	12	∞	1	—	*candidus*	3	7	3	—	1*
nidulans	6	5	1*	2	*Koningi?*	2	1	—	—	—
Sydowi	3	1	—	1	*luchuensis*	1?	—	∞	1	—
versicolor	8	11*	3*	—	*niger*	10	∞	†	†	†
minutus	2	1	—	—	*ochraceus*	2	11*	3	2	—
flavus	9	∞	∞	4	*terricola*	1	1	—	—	—
galeritus	10	1?	1*	—	*Tamarii*	1	—	∞	—	—
calyptratus?	3	1	—	—	*Oryzae*	—	—	∞	∞	—

Die mit * bezeichneten Funde wurden mir zum größten Teil zugesandt und nicht in der Literatur aufgeführt. Aus N.-Jersey untersuchte Waksman allein 7 Proben, aus andern Staaten meist nur 1; hier fand er 6mal *fumigatus*, 5mal *versicolor*, 4mal *nidulans*, 4mal *niger*, 2mal *glaucus* usw.; diese erscheinen in obigen Zahlen aber nur je 1mal.

In dem kalten Alaska wurde nur *A. versicolor* gefunden, Minimum = 8°, dagegen 3 *Mucor*-Arten und ein *Penicillium;* entsprechend der Tatsache, daß diese viel weniger thermophil sind. *P. glaucum*, *M. Mucedo* und *Rhizopus* fangen schon bei 4° zu wachsen an. In dem wüsten, trockenheißen Colorado wurde nur der thermophile, hygrophobe *A. nidulans* gefunden, nur 2 *Mucor*- und 2 *Penicillium*-Arten, trotz der günstigen Temperatur, trotzdem die Wüstenstürme die Sporen leicht dahin tragen, weil eben in dem trocknen Gebiet keine Schimmelbildung möglich. Günstiger ist schon das nicht so umfangreiche Trockengebiet von Utah mit 4 Aspergillen. Allerdings wurde aus jenen entlegenen Gebieten nur je 1 Bodenprobe untersucht. Auch aus dem Waldgebiet Oregon wurden wohl dieserhalb nur 2 Aspergillen gemeldet. Unter den aufgezählten finden sich auch *A. flavus* und *niger* von Hawaii und Porto Rico. Die meisten stammten aus den Kultur- und Ackerbaustaaten, aus den wärmeren Südstaaten mehr Aspergillen, aus den kälteren Nordstaaten mehr Penicillien. Auffällig ist, daß *A. galeritus* (= *terreus* Thom) so oft gefunden wurde, den ich bislang für äußerst selten hielt. Wenn Thom aber sagt, er sei in Amerika sehr häufig und käme in Europa nicht vor, so stimmt das doch wohl nicht, denn *A. spurius* Schröter, *St. carnea* van Tieghem sind wohl damit identisch; die Bezeichnung „fleischfarbig" paßt auf keine andere Spezies; auch in Japan kommt diese Art vor (Saito).

Zweifellos sind in den Tropen gewisse Spezies viel häufiger als bei uns; es wäre dringend zu wünschen, deren Lebensbedingungen und Standorte, ihre relative Häufigkeit während der Regen- und während der Trockenzeit kennenzulernen. Durch tägliche Regengüsse müßten sie an ungeschützten Stellen an der Entwicklung und Ausbreitung gehindert werden, da die Entwicklung bis zur Konidienreife sich auch bei optimaler Temperatur nicht im Laufe eines Tages vollzieht, die Sporen durch den Regen niedergeschlagen werden. Auch scheinen sie in den Tropen gewisse Formeigentümlichkeiten anzunehmen, nämlich unter dem Einfluß der intensiven langdauernden Beleuchtung und hohen Luftfeuchtigkeit hohe, dünne Stiele, konidienarme Köpfchen sowie Lufthyphen auszubilden; auch auffallend lange Sterigmen und größere Konidien werden angegeben (siehe „Riesenformen . . .", Ber. D. Bot. Ges. 1914). Mehr Vergleichsmaterial zur Klärung dieser Fragen ist aber erforderlich. Interessant wäre es, zu erfahren, ob insbesondere hygrophile und thermophile Arten in den Tropen viel häufiger sind als bei uns, für *A. niger* und *flavus* ist das erwiesen. Aus dem Vorkommen in Feigen, Datteln u. ä. kann man schließen, daß der thermophile *A. niger* auch in trockenen wärmeren Ländern häufiger ist als bei uns. Auffallend ist, daß *A. Wentii* zuerst aus den Tropen bekannt wurde, weil er dort auf Koji kultiviert wird, obwohl er nichts weniger als thermophil ist (Min. 8—10°); er wurde in Japan und auch N.-Amerika mehrfach gefunden, in Europa aber nur einmal von O. Reinhard in Berlin, von mir bestimmt (1906).

Wenn man sich fragt, warum gewisse Spezies so selten, andere recht häufig sind, so erkennt man, wenn man sie lange in Kultur unter verschiedenen Bedingungen gehabt hat, daß die seltenen „empfindlicher" sind, auch in Kultur schlechter und langsamer wachsen, auf manchen Substraten gar nicht, auf flüssigen höchstens Myzel bilden, der geringsten Bakterieninfektion erliegen. Insbesondere gilt dies natürlich von den hygrophoben *conicus*, *malignus*, *terricola*, *flavipes*, *minutus*, *nidulans*, auch *candidus*, *luchuensis*, *versicolor*, *glaucus;* doch sind die letzten wohl gerade darum häufig, weil sie auf Nährkörpern wachsen, wo sie vor Bakterien und hygrophilen Schimmelpilzen sicher sind. Andererseits sind auch einige hygrophile sehr selten, die stets üppig gedeihen, wie *atropurpureus*, *japonicus*, *elegans*, *violaceo-fuscus*. Wahrscheinlich sind die häufigen reicher an Enzymen; doch sind die Unterlagen für eine Zusammenstellung und Verwertung der Untersuchungen hierüber zu gering; sie erstrecken sich nur auf die häufigsten Spezies und oft recht seltene Nährstoffe wie Mannit, während natürliche Nährstoffe, wie Blätter, also Zellulose, Früchte, Fleisch nicht herangezogen wurden. Die hygrophilen sind im allgemeinen um so häufiger, je mehr Säure sie bilden, am meisten also *niger*, dann die Verrucosi, *ochraceus*, *elegans*, *Wentii* (siehe unter „Standorte"), auch wohl bei *flavus*, *Oryzae*, *Tamarii* mag dies mitsprechen. Ebenso ist ja *Citromyces luteus* sehr häufig, *C. Pfefferianus* aber wohl nur übersehen, weil er mit *Penicillium* verwechselt wurde. Wahrscheinlich bilden manche Spezies Bakteriengifte. Toxine sind nachgewiesen bei *A. fumigatus*, *Penicillium*, *A. versicolor (?)*, wohl bei allen „pathogenen" vorhanden, die selbst höhere Tiere, Kaninchen, Hühner, töten oder erkranken lassen können. Daß in dem Besitz an Enzymen erhebliche Unterschiede vorkommen, ergibt sich schon daraus, daß dem *A. glaucus* diastatische Enzyme fehlen, und zwar allen Stämmen. Zu prüfen wäre, ob die Zellulose lösenden Spezies häufiger sind als andere. Das Temperaturintervall, in dem sie zu gedeihen vermögen, ist für alle ungefähr das gleiche, und zwar (25—)30°, für die thermophilen 15—16—45°, die thermophoben 8—10—30—35°, *Penicillium* 5—30—35°. Thermophobe Arten, wie *A. glaucus*, *versicolor*, sind bei uns häufiger als thermophile, *flavus*, *niger*, die in den Tropen oft gefunden werden (siehe oben!). Die Kleinheit der Konidien begünstigt wohl die leichte Verbreitung *(Penicillium);* doch hat gerade *A. glaucus* die größten. Die Rauhigkeiten, Emergenzen vieler Konidien begünstigen wahrscheinlich das Haftenbleiben und die Benetzung. Im übrigen sind „Anpassungsformen" in der Phylogenie behandelt worden.

Durchgängig kann man die Beobachtung machen, daß die seltenen Arten ihre Keimfähigkeit weniger lange bewahren als die häufigsten; man vergleiche *A. elegans*, 2—3 Jahre, mit dem nächstverwandten *ochraceus*, 6—7 Jahre, *malignus*, 2—3 Jahre, mit *fumigatus*, bis 9 Jahre, *nidulans*, 3—4 Jahre, mit *versicolor*, 7—8 Jahre, *luchuensis*, *aureus*, *purpureus* und *japonicus*, 2—4 Jahre, mit *niger*, bis zu 10 Jahren, *Oryzae*, Kulturvariante,

3—4, mit *flavus*, 6—8 Jahre. Am längsten bewahren ihre Keimfähigkeit *niger*, *fumigatus*, *versicolor*, *flavus-Tamarii*, *galeritus*, *glaucus* (Konidien, wie überall, zu verstehen), *candidus*, auch *clavatus*, *ochraceus*, und diese sind auch die häufigsten. Die jüngst erst wiedergefundenen konnten noch nicht geprüft werden.

Die sklerotienbildenden Spezies und Stämme sind um so seltener, je mehr Sklerotien, je weniger Konidien sie bilden — ganz natürlich, da eben nur diese im allgemeinen die Verbreitung übernehmen. Von *A. sulfureus*, *quercinus*, *alliaceus* haben sich nur je 1—2 sehr konidienarme Stämme gefunden, von unkontrollierbaren früheren Funden abgesehen — vielleicht ein Anzeichen dafür, daß es sich um aussterbende Arten handelt! Und ebenso ist es begreiflich, daß von *flavus*, *niger* selten sklerotienreiche Stämme gefunden werden, und viele Stämme insbesondere von den Subglobosen überhaupt keine Sklerotien bilden. Auch Perithezien sind für die Verbreitung ungeeignet: *A. malignus* bildet auf einigermaßen feuchten Substraten fast nur Perithezien, nur auf trockenem Brot nicht, er ist nur 3mal gefunden worden. *A. candidus* dagegen ist relativ häufig; hier sind die Perithezien fast verschwunden. Auch von *A. glaucus* habe ich nur 2 konidienarme Stämme, aber viele perithezienarme. Es ist mir nicht bekannt, in welcher Weise die Ascosporen verbreitet werden. Jedenfalls muß die Peridie zuvor mechanisch zertrümmert werden, vielleicht durch Berührung von Tieren. Unverletzt auf feuchtes Brot oder weiche geschälte Früchte gelegt, keimen sie nicht aus. Auch im Wasser werden sie nicht durch Quellung aufgesprengt; mindestens dauert es sehr lange. Dagegen bieten Perithezien den Vorteil, länger keimfähig zu bleiben.

Sehr merkwürdig ist, daß die subglobosen Übergangsformen die seltensten sind: *japonicus*, *violaceo-fuscus*, *luchuensis*, *Sydowi*, *flavipes*, *minutus*, *terricola*, *aureus*, *ustus*, *carbonarius*, *varians*, die subglobosen *flavus-*, *Tamarii-*, *Oryzae-*Stämme; — wohl ein Zeichen des Aussterbens der Zwischenformen zwischen den physiologisch angepaßten Euglobosen und den morphologisch angepaßten Aglobosen.

Mucor und *Rhizopus* sind gegen alle andern im Vorteil durch ihre viel raschere Entwicklung und Ausbildung. Sie überziehen in kürzester Zeit den ganzen Nährkörper, doch nur mit einem lockeren Myzel und nicht in die Tiefe dringend; sie lassen also Penicillien u. a. Raum und Stoff genug übrig, wenn deren Konidien vor Bildung des Filzes dahin gelangt sind. Die Sporen sind sehr dünnwandig und daher spezifisch sehr leicht.

Penicillium verdankt seine Allgegenwärtigkeit auf allen möglichen Substraten nicht nur der Mannigfaltigkeit der Enzyme, der Anpassung an extreme Feuchtigkeit und Trockenheit und Kälte, die bei Beginn der Vegetationsperiode die Luft mit *Penicillium*-Konidien erfüllen läßt, noch ehe irgendein *Aspergillus* auf dem Kampfplatz ums Dasein erscheint; sondern am meisten wohl der Ökonomie im Bau des Konidienträgers, die

aus einem Minimum an Nährstoff in kürzester Zeit eine größtmögliche Menge Konidien erzeugen läßt.

Der größte Feind der Schimmelpilze aber ist — die Sauberkeit. Wenn alle Küchenabfälle sofort von der Müllabfuhrgesellschaft beseitigt, alle Winkel täglich gelüftet und gescheuert werden, in den Gärten alles abgefallene Laub und Obst zusammengefegt wird, wird ihnen völlig der Boden entzogen. Ich suchte wiederholt vergeblich die Gewächshäuser der Botanischen Gärten Hamburg und Berlin danach ab; auch Hennings und Lindau ließen danach fahnden — ohne Erfolg. Im Hamburger Zoologischen Garten waren verschimmelte Exkremente, auf denen ich nach *A. sulfureus* suchen wollte, nicht erhältlich; allerdings hätte man sie sammeln und unter Glasglocken in den Brutschrank stellen müssen; dazu aber fehlte es mir damals infolge beruflicher Überarbeitung an der nötigen Zeit.

Mitteilungen über Standorte und Fundorte oder Literaturangaben darüber, soweit hier nicht angeführt, unter Beifügung von etwas Belegmaterial zur Bestimmung seltener Spezies sind mir jederzeit dringend erwünscht.

Die Mucorineen.

Standorte: So ziemlich alle Spezies dürften auf Mist gefunden werden oder zu finden sein; hier interessiert natürlich nur die Frage, ob es auch andere typische Standorte für bestimmte Spezies gibt. Von *Pilobolus* sind sämtliche 12 Spezies, von denen die meisten wohl zweifelhaft sind, nur auf Mist zu finden und auch nur auf Mist zu kultivieren, während wohl alle anderen Mucorineen auch auf Brot usw. gedeihen. So ist *Rhizopus nigricans* regelmäßig auf weich gewordenem und verletztem Obst und Obstschalen anzutreffen, gelegentlich auch *Rh. arrhizus* und oft *M. Mucedo*, während 10 einander sehr ähnliche *Rhizopus*-Spezies regelmäßig auf Koji leben, sei es spontan oder geimpft, auf gekochtem Reis, Soyabohnen-, auch Weizen- und Batatenbrei. Und da auf faulendem Obst oft Mucorineen sich ansiedeln, so ist es kein Wunder, daß sie im Mist der Tiere auftreten, die abgefallenes Obst fressen, wenn auch im Staub der Luft die Sporen gegenwärtig sind und am Futter jeder Art, insbesondere auch Getreidespelzen, hängen bleiben. So ist ferner *Phycomyces nitens* nur auf fett- und ölreichen Stoffen, Samen, Preßkuchen anzutreffen. Lendner, der zahlreiche Proben von Garten- und Walderde und Staub untersuchte, konnte ihn nie finden, und ebensowenig ist dieser Pilz in den zahllosen andern Bodenuntersuchungen je erwähnt. Andere Spezies, wie *Ph. microsporus*, obwohl sehr ähnlich, stammten aber doch von Mist. Auch andere Mucorineen wurden auf ölreichen Samen gefunden, doch selten und nur ausnahmsweise (siehe unten). Auch ist auf den leicht zersetzlichen, eiweiß- und wasserreichen Pilzen *Sporodinia grandis* heimisch und viele andere mehr oder weniger häufig, so *Thamnidium*, sämtliche 4 *Spinellus*-Arten sind nur von Pilzen bekannt, ebenso je 1 Spezies von *Absidia*, *Mortierella*, *Syncephalis*,

Dicranophora, 6 gute und 5 zweifelhafte *Mucor*-Spezies. Da nun auf dem Waldboden von Wild und anderen Tieren viel Mist abgeladen wird, der Sporen enthält und vom Regen aufgeweicht und ausgebreitet wird, so liegt die Annahme nahe, daß an den nach dem Regen emporsprießenden Pilzhüten solche Sporen hängen bleiben und nach dem Ableben deren Reste aufzehren, um dann ihre Sporen wieder in das tote Laub und den Humus auszusäen. Einige sollen auch parasitisch auf Pilzen leben, z. B. *Dicranophora fulva* nach Schröter, *Spinellus*.

Auf Obst und anderen Früchten sind Mucorineen im Gegensatz zu Aspergillen sehr gemein, insbesondere auf wasserreichen, Tomaten, Melonen, Kürbissen, Citrullus, Weinbeeren (hier auch *Chaetostylum*, ein typischer Mistpilz); für seltene, z. T. wahrscheinlich synonyme Spezies sind Äpfel, Birnen, Orangenschalen, Zitronen und die eben angegebenen Früchte je 2mal als Standort aufgeführt, auf Rüben *Mortierella Raphanis* Dauphin, auf Zwiebeln *M. subtilissimus* Berkeley. Ich kultivierte auch Mucorineen auf Obstschalen; einige wachsen recht gut, *M. plumbeus*, *racemosus* u. a., andere gar nicht; doch sind die Versuche noch nicht abgeschlossen. Umgekehrt sind sie auf trockenen Früchten und Samen sehr viel seltener als Aspergillen und treten hier nur nach langer Aufbewahrung im feuchten Zustand auf, entsprechend der Tatsache, daß sie im allgemeinen höhere Feuchtigkeit lieben und vertragen als die meist hygrophoben Aspergillen. Für seltenere, z. T. wohl synonyme *Mucor*-Spezies sind als Standort angegeben je 2mal Walnüsse, Kastanien, Paranüsse (hier auch *Absidia repens* van Tieghem; der Autor legte die zerkleinerten Nüsse auf feuchtes Moos unter Glasglocken; die Sporen hafteten vielleicht dem Moos an), Brotfrüchte *(Artocarpus)*, Palmen- und Musafrüchte; auf Kakao, angefeuchtet unter Glasglocken, erhielt Lendner *M. racemosus*, *Rhizopus arrhizus*, *nodosus*, gleichzeitig aber unter den gleichen Umständen auch auf Tee, Maté und Pfeffer, also nährstoffarmen Substraten (vielleicht stammten die Sporen z. T. von früheren Kulturen aus der Laboratoriumsluft). Auch Mutterkorn *(Claviceps purpurea* auf *Secale cereale)* ist sehr öl- und mehlreich und wurde von Harz ganz überzogen mit einem sogenannten *M. corymbosus* gefunden. Auf Bohnen, Erbsen, Mais fand Eidam *Rhizopus elegans*. Hier schließen sich an die zahlreichen Kojipilze, die teils aus Koji unmittelbar isoliert wurden in Japan und in Java aus „Ragi", teils aus „Chinahefe", worunter zu verstehen die Gesamtheit der Bakterien, Hefen, Schimmelpilze, die die getrocknete Kojidecke zusammensetzen, Arten, die untereinander sehr nahe verwandt und z. T. nur physiologisch verschieden sind, z. B. im Temperaturoptimum oder im Fehlen oder Vorhandensein des einen oder andern Enzyms (*Rhiz. Oryzae* Went et Prinsen Geerlings, *Rh. Tritici*, *Tamarii*, *chinensis* Saito, *Rh. japonicus* und *tonkinensis* Vuillemin, *Rh. Delemar* Wmr. et Hanzava, *Rh. Batatae* Nakazava, *Mucor javanicus* und *Rouxii* Wehmer aus Java); sie zeichnen sich alle durch eine mehr oder weniger starke Befähigung aus zur Stärkeverzuckerung, Alkohol- oder Säuregärung,

Zellulosezersetzung ebenso wie *Asp. Oryzae*, und daneben finden sich gelegentlich andere, die am Prozeß nicht beteiligt sind, wie *M. oligosporus* Saito, *Circinella mucoroides* Saito, *Tieghemella hyalospora* Saito. Wenn aber in Japan, Java, Sibirien gekochter Reis als Standort angegeben wird, so ist das dasselbe, als wenn bei uns Brot angegeben wird. 2mal finden sich als Substrate Orchisknollen (*Absidia Orchidis* und *Tieghemella Orchidis* Vuillemin), unreife Lilienkapseln (*Rh. arrhizus* Fischer), mehrfach Keimlinge und keimende Samen (*Rh. umbellatus*, *alpinus*, *Mortierella alpina*, *Syncephalastrum cinereum* und *fuliginosum* Bainier, *Mortierella van Tieghemi* Bachmann). Holz, Äste, Rinde werden 8mal als Standort angeführt für z. T. zweifelhafte, wahrscheinlich verkrüppelte Exemplare, also seltener als dies bei Aspergillen der Fall ist. Einmal wird auch *Phycomyces splendens* unter der Rinde wachsend angegeben, auf Chinarinde wurde *Syncephalastrum elegans* Marchal beobachtet. Blätter, meist ziemlich sukkulente, werden 12mal genannt, z. B. Arumblätter, Bananenblütenstand, Blütenstand von *Artocarpus* und *Zea Mays* (auf Hüllblättern), ferner feuchtes Moos (*Syncephalis pycnosperma* Thaxter; wenn dagegen das Moos von Blakeslee auf Misterde unter einer Glasglocke gehalten wurde, so ist doch wohl der Mist Ursprung und Nährstoff für die darauf gefundene *Thamnocephalis quadrupedata*), und auffälligerweise unter Wasser schimmelnde Stoffe *(M. aquosus)*, Algen, Stengel schwimmender Pflanzen *(coccineus)*. Ebenso kommen natürlich Flüssigkeiten in Betracht, auch Zuckerlösung, Bier, Wein u. ä., doch finden sich hier nur wenig seltene Arten (*Syncephalastrum javanicum* Raciborski). Selbst im Wasserbehälter einer Wasserleitung wurde eine Spezies beobachtet (*hygrophilus* Oudemans). Wenn aber Mucorineen im allgemeinen höhere Feuchtigkeit vertragen als Aspergillen, so soll damit nicht gesagt sein, daß sie diese unbedingt brauchen. Sämtliche von mir untersuchten Arten gedeihen gut auf ganz schwach angefeuchtetem oder selbst unbefeuchtetem Brot; ihre natürlichen Standorte sind aber regelmäßig feuchter. Auf einer feuchten Mauer, also einem gewiß sehr dürftigen Substrat, fand Lendner mit andern Schimmelpilzen *Absidia verticillata*. Angesichts ihrer niederen Temperatur- und höheren Feuchtigkeitsansprüche ist es nicht zu verwundern, daß sie häufiger als Aspergillen im Keller gefunden wurden, besonders im Bier-, Wein-, Sakékeller.

Obwohl also Mucorineen typische Mistpilze sind, sind sie doch auf Tieren und tierischen Stoffen sehr selten. Auf Käse wird nur 1mal angeführt *M. bifidus* Fresenius in Deutschland und Italien, auf Fleisch *Chaetostylum* nach 2—3 Tagen. Auch parasitisch sind sie auf Menschen und Tieren nur ausnahmeweise einmal angetroffen worden im Gegensatz zu den recht häufigen Fällen von Parasitismus bei Aspergillen; und auch in diesen wenigen Fällen ist der Parasitismus z. T. nicht erwiesen z. B. bei dem ganz harmlosen *M. Mucedo* in der Lunge. Nur 2 oder 3mal wurden gefunden in Ohr oder Lunge: *M. pusillus*, *corymbifer* (= *Absidia Lichtheimi* Lendner), *Rhiz. Cohnii* Berlese et de Toni = *M. rhizopodiformis* Cohn, *M. ramosus*

(= *Absidia ramosa* Lendner), nur einmal *Mucor (Absidia) Truchisi* Cost. et Lucet und *M. (Absidia) Regnieri* C. et L., womit wohl *Rh. equinus* C. et L. identisch ist, ferner ein sog. *M. cornealis* in der Cornea, ein sog. *M. muriperda* Sacc. in Mäusen, ein sog. *Rh. parasiticus* C. et L. im Sputum, ein sog. *M. locusticidus* Lindau auf toten oder schwerkranken Heuschrecken, ein sog. *Rh. niger* auf der Zunge, ein sog. *M. helmintophthorus* in Ascaris, ein sog. *M. Taeniae* in Taenia solium, lauter unvollkommen beschriebene und zweifellos synonyme Arten, *Blakesleea trispora* Thaxter auf (toten?) Raupen. (Näheres hierüber bringt die im Druck befindliche Arbeit „Schimmelpilze als Menschen- und Tierparasiten".) Viel häufiger schmarotzen gewisse Gattungen, wie *Piptocephalis*, *Chaetocladium*, *Parasitella*, *Dispira*, *Syncephalis*, auf anderen Mucorineen, eigentümlicherweise aber nie auf andern Gewächsen, höchstens auf Pilzen, also gerade wieder im Gegensatz zu Aspergillen, die auf Menschen und Tieren recht häufig, auf Pflanzen jedenfalls gar nicht schmarotzen, wenn auch nach meinen Versuchen 6 Aspergillen auf Mucorineen ausgezeichnet zu schmarotzen vermögen (siehe Burgeff, Untersuchungen über Sexualität und Parasitismus bei Mucorineen, Göbels Botanische Abhandlungen 4, 1924, und Blochwitz, Schimmelpilze als Pflanzenparasiten Ber. D. Bot. Ges. 47, p. 351—356, 1929), *Piptocephalis* vermag anscheinend nur parasitisch zu leben, die anderen mehr oder weniger gut auch auf Brot und anderen Substraten.

Da ihre Sporen massenhaft im Mist und daraus in den Boden gelangen, sei es durch den Regen, sei es bei der Fäulnis, auch alle möglichen anderen Stoffe auf der Erde verschimmeln, so ist es ganz natürlich, daß sie bei Bodenuntersuchungen in der Erde gefunden werden. Einerseits ist jedoch auffällig, daß gerade die gemeinsten Mistpilze dabei gar nicht oder nur selten gefunden wurden, wie *M. Mucedo*, *Pilaira*, *Pilobolus*, *Thamnidium*, *Chaetostylum* und anderseits scheinen sie im Boden eine wesentlichere Rolle zu spielen als Aspergillen, da viele Arten im Boden sehr häufig, nie aber aus der Luft eingefangen wurden, nur wenige Arten aus der Luft isoliert wurden, während es bei Aspergillen und Penicillien gerade umgekehrt ist (siehe Hagems Tabelle über Luft- und Bodenuntersuchungen am Schluß dieser Arbeit), zumal manche auch im humusreichen Torf gefunden wurden, auch 4 Arten in der Mycorrhiza von Kiefern und Fichten beobachtet wurden, nämlich *M. Ramannianus* und *Zygorrhynchus Vuillemini* von Möller, *M. sphaerosporus* und *Absidia Orchidis* von Hagem, wobei allerdings aus den Angaben leider nicht zu ersehen ist, ob nur Sporen darin waren oder Myzel mit oder ohne Fruktifikationen, doch ist Myzelbildung wohl zweifellos, denn wenn die Sporen vor der Mycorrhizabildung an Ort und Stelle gelangt wären, hätten sie nicht mehr keimfähig sein können; — weil ferner 2 Arten, *Absidia Orchidis* und *Tieghemella Orchidis* auf Orchisknollen von Vuillemin im Walde gefunden wurden, allerdings, wie es scheint, sich auch erst nach längerer Aufbewahrung im feuchten Zustand darauf entwickelt haben. Auch die Tatsache, daß die Sporen der Mucorineen sehr

rasch, innerhalb weniger Wochen oder Monate, ihre Keimfähigkeit verlieren, während Aspergillen — in trockener Luft! — 2—10 Jahre keimfähig bleiben, dürfte darauf schließen lassen, daß erstere im Boden zu vegetieren und vielleicht auch zu sporulieren vermögen und hier von anderen Stoffen leben als von Miststoffen, daß die aus dem Boden isolierten nicht nur eingeschwemmt oder eingeweht, da sie sonst bald hätten zugrundegehen müssen, und bei den Untersuchungen, — für die man übrigens ganz unberechtigt gern den Ausdruck „Analyse" gebraucht, — nicht in so großer Zahl hätten gefunden werden können; auch die konidienbildenden parasitischen Mucorineen sind hier nicht gefunden worden. Doch müßte durch exakte Versuche in Reinkultur nachgewiesen werden, ob sie an der Umwandlung von altem Laub und Holz in Humus beteiligt sind, oder aber von Humusstoffen leben. Bisher hat offenbar noch niemand Myzel oder Fruktifikationen im Boden nachgewiesen; nur bei Aussaat von Erde auf Platten haben sich solche entwickelt. Bei Aspergillen, wie gesagt, ist das nicht anzunehmen, da ihre Konidien nicht in Sporangien eingeschlossen sind und zu ihrer Bildung, Trennung und Verbreitung trockener Luft bedürfen. Auch die aus dem Boden isolierten Mucorineen scheinen allgemein schlecht zu sporulieren, von *M. Ramannianus* z. B. 3 Stämme; dagegen bilden sie meist leicht und reichlich Zygosporen, die ja für die Vermehrung und Überwinterung im Boden viel geeigneter sind als die leicht zerfließenden Sporangien und Konidien. Es wäre sehr wertvoll, Zygosporen oder Sporangien im Boden direkt nachzuweisen. Wahrscheinlich sind manche der im Boden entdeckten „neuen Spezies" nur Abnormitäten, Kümmerformen, schlecht sporulierende, schwach und unregelmäßig verzweigte Luftmyzelformen oder höchstens Varietäten gutbekannter Spezies, was man schon aus manchen Abbildungen schließen, aber nur durch Kultur auf Brot im Laufe mehrerer Generationen entscheiden kann, ebenso wie bisweilen eine forma luxurians vorkommt, besonders in den Tropen (siehe oben: *Rhizopus* auf *Artocarpus*) entsprechend den Riesenformen von Aspergillen, die bei geeigneter Kultur im Laufe 1 oder weniger Generationen einen normalen *flavus* oder *niger* liefern, wie bekanntlich auch *Acrostalagmus cinnabarinus* eine forma luxurians von *Verticillium lateritium*, *Coremium* und andere Formen solche von *Penicillium* sind (siehe Ber. D. Bot. Ges. 1914 und Annal. Mycol. XXVII, p. 185—240, 1929: *Asp. Penicilliopsis*, *Strychni*, *Phoenicis*, *pulverulentus*). Die Fluktuabilität und Variabilität besonders in den Dimensionen, Zahl der Ästchen und Köpfchen und daher auch der „Deckenfarbe" ist bei den Mucorineen noch viel größer als bei den Aspergillen. Die Sporen, die mit dem Mist auf den Boden gelangen und im Mist auskeimen, greifen zweifellos von dort auf das abgefallene Laub oder direkt auf den Humus über und mögen von da aus auch weiter in die Tiefe dringen. Allerdings wird man einwenden, daß es in unsern Wäldern keine Säugetiere mehr gibt, kaum noch Vögel; das läßt sich nicht bestreiten. Vielleicht aber werden die Sporen auch von Schnecken ver-

breitet oder von Regenwürmern usw.; und, wie oben bemerkt, wurden ja Mucorineen mehr aus Garten- und Wiesenerde isoliert, die vielleicht z. T. mit Mist gedüngt waren.

Geographische Verbreitung: Noch auffälliger als bei Aspergillen ist hier die Tatsache, daß einige Arten allgegenwärtig sind und mit absoluter Sicherheit jeden Tag auf geeigneten Substraten anzutreffen oder aus der Luft einzufangen sind, wie *Rh. nigricans* und *M. Mucedo* auf weichem oder verletztem Obst und Obstschalen, andere in Pferdeexkrementen, während eine ungeheure Anzahl Arten, allerdings zum großen Teil recht zweifelhafte Arten, offenbar recht selten, nur 1, 2, 3mal gefunden oder in der Literatur angeführt, dabei aber z. T. in allen 3 besser erforschten Erdteilen nachgewiesen sind. Auch die auf Mucorineen parasitierenden dürften ziemlich selten sein, vielleicht mit Ausnahme von *Piptocephalis Freseniana* und *Chaetocladium Jonesii*, noch seltener, wie schon bemerkt, die auf Menschen und Tieren schmarotzenden. Für die geographische Verbreitung und die Häufigkeit der Mucorineen ist es zweifellos von hohem Wert, daß ihr Temperaturminimum im allgemeinen sehr tief liegt, bei 5° und z. T. noch darunter, da ja ihre Keimfähigkeit sehr rasch verloren geht (siehe die Tabelle bei Lendner, Mucorinées de la Suisse). Sonst könnten sie schwerlich in kalten Regionen überwintern, zumal die Sporen sehr unter der Feuchtigkeit leiden, besonders wohl bei den Spezies mit zerfließender Wand. Aspergillen haben ein höheres, meist viel höheres Minimum, nur wenige 6—8°, die meisten 12°, viele 16°, behalten dagegen viel länger ihre Keimkraft. Nach gefälliger Mitteilung des Herrn Dr. Glaubitz sind aber auch Mucorineen bei Aufbewahrung im Eisschrank auf Agar noch nach Jahresfrist völlig keimfähig, was darauf zurückzuführen ist, daß bei niederer Temperatur, beim Gefrierpunkt zumal, die Stoffwechselprozesse, der Stoffverbrauch zur Erhaltung der Lebensfähigkeit auf ein Minimum eingeschränkt ist, wie ja viele arktische Pflanzen und Tiere im Eise einfrieren und beim Auftauen ungeschädigt weiterleben können. Auch ist ja die Luft bei 0° absolut trocken, was für die Konservierung der Sporen wesentlich ist (nach Versuchen von Lendner hatten Sporen von *Rh. nigricans* in geschlossenem Rohr mit feuchtem Fließpapier ihre Keimkraft bald verloren, während sie in einem trockenen Rohr viel länger erhalten blieb, was ja nicht neu ist). Mucorineen bedürfen also zum Überwintern nicht unbedingt der Zygosporen, die ja auch bei manchen Spezies noch nicht aufgefunden worden und wahrscheinlich ganz verloren gegangen sind, wie ja alle Aspergillen mit 4 Ausnahmen die Perithezien völlig verloren haben, bei ihren widerstandsfähigeren Konidien auch nicht zum Überwintern brauchen. Auch werden ja Zygosporen nur unter bestimmten Bedingungen gebildet; da sie aber reichlicher oder ausschließlich bei niederen Temperaturen entstehen, so mögen sie immerhin das Überwintern begünstigen, wie ja viele Pilze und niedere Tiere bei Eintritt der kalten Jahreszeit zur Bildung von Dauersporen bzw. Dauereiern schreiten. So fanden die Amerikaner bei ihren

Bodenuntersuchungen nicht nur, wie bereits erwähnt, in den kälteren Nordstaaten relativ mehr Mucorineen und weniger Aspergillen als in den Südstaaten, sondern 3 Arten sogar in Alaska, *M. botryoides*, *racemosus*, *Glomerula*, Schostakowitsch eine ganze Anzahl als neu beschriebener Arten und Varietäten in Irkutsk, möglicherweise z. T. Kälterassen, Lendner 5 Spezies im Boden von Alpengipfeln, davon 2 am Boden einer Hütte auf dem Montblancgipfel *(M. Jansseni* und *dimorphosporus)* und *Rh. nodosus* im Gletscherschutt in 3000 m Höhe. Wenn es sich hier auch gewiß nur um mit dem Staub eingewehte Sporen handelte, so waren sie doch noch keimfähig; und es wäre nun von höchster Wichtigkeit zu wissen, ob man sie in dieser Höhe, wo ja im Sommer kaum noch Felsenpflanzen leben, auch im Freien auf schimmelnden Stoffen angetroffen hat, wo ja eine Bakterienzersetzung kaum mehr möglich ist. Es gibt aber auch thermophile Mucorineen, die bei Zimmertemperatur gar nicht oder nur schlecht gedeihen, und zwar sind diese einesteils ausschließlich oder vorzugsweise in heißen Ländern gefunden worden (*Cunninghamella echinulata* Thaxter nur aus Sudan, Porto Rico, Philippinen bekannt, *M. javanicus*, Opt. = 35°, nur 1mal bei Wien (Janke), sonst nur in Java gefunden, *indicus* ebenso); andernteils als Parasiten im Homoiothermenkörper (*M. pusillus* Lindt Min. = 16°, *Rhiz. Cohnii* Berlese et de Toni = M. *rhizopodiformis* Cohn Min. > 20°, *M. corymbifer* Lichtheim = *Absidia Lichtheimi* Lendner und *M. ramosus* Lindt *Absidia ramosa* Lendner Opt. = 37°, *M. (Absidia) Truchisi* Cost. et Lucet sogar = 51—52°, *Rhiz. parasiticus* = 37°). Insbesondere gehören hierzu auch die Kojipilze, die ja in geschlossenen Räumen und bedeckten Gefäßen infolge der Gärungswärme einer höheren Temperatur ausgesetzt sind. Opt. nach Saito bzw. Wehmer zwischen 30 und 40°, wie bei den Kojiaspergillen *A. Oryzae*, *flavus-Tamarii*, *luchuensis*, nicht aber *A. Wentii*. Dahingegen sind alle — in Norwegen, Holland, Schweiz, N.-Amerika — im Boden gefundenen thermophob, was ja ganz begreiflich ist.

Von den Mistpilzen ist bekannt, daß sie mit dem Futter, argentinischem und nordamerikanischem Getreide, über die Ozeane wandern und so dürften andere mit fremdem Obst eingeschleppt werden und ihre kosmopolitsche Verbreitung dadurch zu erklären sein, wie ich ja auch auf Bananen die bei uns zuvor noch nicht bekannten thermophilen *Asp. atropurpureus* und *galeritus* fand.

Über die Verbreitung über die Erde und die relative Häufigkeit mag auch hier eine Tabelle einen gewissen Anhalt bieten; außer den von Gilman und Abbott l. c. zusammengestellten Bodenfunden sind auch die inzwischen bekannt gewordenen von Janke und Holzer (Cbl. Bakt. u. Par. II, 79, p. 50—74, 1929) berücksichtigt, ebenso wie bei den Aspergillen natürlich auch die von Saccardo gesammelten Notizen und die von der Zentralstelle in Baarn und von mir gesammelten Pilze. Bei Asien handelt es sich, wo nicht anders angegeben, um Japan. Bei den nur 1mal ge-

fundenen oder nur einmal in der Literatur angeführten Arten handelt es sich in vielen Fällen zweifellos um Synonyme, die älteren, unvollkommen beschriebenen und nicht wiedergefundenen lasse ich selbstverständlich ganz weg.

Abkürzungen wie oben, besonders zweifelhafte durch ? gekennzeichnet.

In den kleineren Gattungen ist von

Mortierella nur *Candelabrum* häufiger, *pusilla* 2mal angeführt, 6 nur 1mal gefunden (4? von Oudemans).

Cunninghamella nur *echinulata* häufiger, auch in Amerika und Asien, 2 nur 2mal in Europa und Amerika, *elegans* auch in Asien, 4 nur 1mal in Europa.

Thamnidium nur *elegans* häufig, auch in Amerika und Asien, 1 nur 1mal in (?).

Chaetostylum nur *Fresenii* häufig, auch in Amerika und Asien.

Pilobolus nur *cristallinus* häufig, auch in Amerika und Asien, 6 nur 1mal.

Pilaira nur *anomala* häufig, auch in Amerika und Asien, 2 nur 1mal in Europa.

Phycomyces nur *nitens* häufig, auch in Amerika und Asien, *splendens* selten, 2 nur 1mal in Europa.

Circinella nur *umbellata* häufig, auch in Amerika und Asien, *spinosa* 3mal, 3 nur 1mal in Europa, 1 in Afrika, 1 in Asien.

Sporodinia nur *grandis* häufig, auch in Amerika und Asien, 2 nur 1mal in Europa.

Spinellus 4 nur 1mal in Europa.

Thieghemella (= *Absidia* z. T.) 1 nur 1mal in Europa, 2 nur 1mal in Asien.

Syncephalis 3 selten in Europa, 2 nur 1mal in Amerika.

Syncephalastrum nur *cinereum* häufiger, 2 nur 1mal in Europa, 1 nur 1mal in Asien.

Haplosporangium Thaxter, 2 nur 1mal in Amerika.

Dissophora Thaxter, 1 nur 1mal in Amerika.

Blakesleea Thaxter, 1 nur 1mal in Amerika.

Pericystis Betts, 1 nur 1mal in Europa.

Thamnocephalis Blakeslee, 1 nur 1mal in Amerika.

Piptocephalis nur *Freseniana* häufiger, 4 nur 1mal in Europa.

Dicranophora, 1 nur 1mal in Europa.

[illegible]	[illegible]	—	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	—	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—	[illegible]	[illegible]	[illegible]	—
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—	— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	— [illegible]	[illegible]	—	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
[illegible]	[illegible]	[illegible]	—	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—	— [illegible]	[illegible]	—	—
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	— [illegible]	[illegible]	—	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—	— [illegible]	[illegible]	—	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
— [illegible]	[illegible]	—	[illegible]	— [illegible]	[illegible]	[illegible]	—
[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]

...uftanalysen sonst stammen sollten.

und *Hangchao* Yamazaki, *oligosporus* Saito, *Trubini* und *Usamii* Hanzava (letzterer auf Tanekoji); auch die spezifischen Kojipilze *Rhiz. Oryzae* Went, *Tritici*, *chinensis*, *Tamarii* Saito, *Delemar* Wehmer et Hanzava, *japonicus*, *tonkinensis*, *Kambodja* Vuillemin, *Batatae* Nakazava, sind bisher nur aus ihrer Heimat bekannt geworden und stellen möglicherweise nur Kulturrassen vor, wie *A. Oryzae* eine solche von *A. flavus* ist. Aus Amerika wird keiner genannt. Ebenso selten, nur 1—2mal aufgefunden oder nachzuweisen sind 8 *Absidia*-Arten (*dubia* und *repens* auch in Amerika, *septata* van Tieghem 2mal, *spinosa*, *Butleri* und *Blakesleeanus* Lendner nur 1mal in Europa; *subpoculata* Paine nur 1mal in Amerika, *hyalospora* Saito nur 1mal in Asien); ebenso 3 *Zygorrhynchus*-Arten (*Z. exponens* Burgeff und *Bernardi* in Europa, *japonicus* Kominami in Asien).

Etude d'un Acrostalagmus nouveau : Acrostalagmus cinnabarinus, variété minimus.

Par A. Sartory, R. Sartory et J. Meyer.

Avec Planche II.

L'espèce cryptogamique que nous décrivons a été trouvée dans la forêt de Neuhof sur les plumes d'un corbeau en voie de décomposition.

Le mycélium est rampant, cloisonné ; les filaments fertiles sont dressés, cloisonnés, au début incolores puis plus tard rouge brique, présentant à différentes hauteurs des verticilles très réguliers de rameaux souvent plus nombreux dans la partie supérieure (c'est une des différences avec *l'Acrostalagmus cinnabarinus* type). Toutes les extrémités des rameaux se terminent, quand la plante est dans l'air sec par des sortes de boules sporifères rondes qui rappellent des sporanges ; dès que l'arbuscule est placé dans une atmosphère humide, ces boules de consistance mucilagineuse se dissolvent complètement et il ne reste plus que la pointe des rameaux dépourvus de spores (Fig. 6, 7 et 8). La figure 9 montre un appareil fructifère avec ses conidies ; ici elles sont agglomérées par suite de la disparition des enveloppes mucilagineuses. Parfois même le mycélium aérien fructifie en donnant des formes penicillöides (Fig. 10). Les spores sont petites, rondes, 1,5 µ de diamètre ou ovales : 2,5 µ ⩽ 1,5 µ. Par la gélification des membranes dans les parties périphériques, elles se trouvent bientôt plongées dans un mucilage à contour arrondi qui se dissout instantanément dans l'eau. Cette espèce appartient donc au genre *Acrostalagmus* de Corda ; elle se rapproche beaucoup de *l'Acrostalagmus cinnabarinus*, mais en diffère cependant par quelques caractères nettement différenciés. Nous donnons ci-dessous les caractères de *l'Acrostalagmus cinnabarinus* Corda.

« Mycélium étalé, rouge, devenant poussiéreux en vieillissant, filaments septés et ramifiés. Les conidiophores sont dressés, un peu rigides, septés, munis de cymes à 4 ou 5 stérigmates ; les rameaux secondaires sont en cymes à 4 stérigmates, séparés les uns des autres, en forme de flèche, mesurant de 12 à 14 µ en longueur et de 3 à 4 µ en épaisseur. Les conidies sont elliptiques, des deux côtés arrondis et mesurent de 3 à 4 µ de longueur sur 1,5 µ de largeur, roses puis hyalines, sans gouttelettes d'huile (voir planche : Fig. 1, 2, 3, 4, 5). »

Voici maintenant résumés les caractères de notre espèce : « Mycélium étalé, rampant, blanc au début, rouge brique par la suite. Les hyphes mesurent 2,5 µ à 2,8 µ d'épaisseur ; elles sont ramifiées. Les conidiophores sont dressés, ramifiés. A l'extrémité supérieure, le plus souvent cette

ramification donne naissance à 5 stérigmates (Fig. 6, 7, 8, 9) Ceux-ci présentent les dimensions suivantes : 11 µ de longueur sur 2,5 µ de large. Les ramifications secondaires n'existent pas dans cette espèce, alors qu'elles sont fréquentes chez *Acrostalagmus cinnabarinus* (Fig. 1). Les conidies sont agglomérées en capitules (Fig. 9) ; elles sont très polymorphes ; les unes presque rondes (Fig. 9) mesurant 1,5 µ de diamètre, les autres ovales (Fig. 10) mesurant 2,5 µ de longueur sur 1,5 µ de large.

Notons ici une différence dans la mensuration des spores due à l'action de la température. A la température ordinaire les spores sont rondes ou légèrement obovales ; à + 25° elles sont ovales (Fig. 10).

Nous voyons de suite les différences marquées surtout par des variations de dimension et nous ne voulons pas faire de cette espèce une espèce nouvelle, mais une variété de *l'Acrostalagmus cinnabarinus*. Nous proposons le nom *d'Acrostalagmus cinnabarinus* variété *minimus*.

Il éxiste une espèce *d'Acrostalagmus cinnabarinus* variété *nanus*, dont voici la diagnose :

Acrostalagmus cinnabarinus variété *nanus :*

« Hyménium arrondi, rouge or. Les hyphes rampantes sont ramifiées et articulées. Conidiophores dressés, ramifiés à l'extrémité supérieure en cymes à trois stérigmates. Les conidies sont agglomérées en capitules elliptiques ou allongés, arrondis des deux côtés, de 5 à 8 µ de longueur sur 3 à 5 µ d'épaisseur. »

Comme nous le pouvons constater cette espèce est tout à fait différente 1) par sa couleur, 2) par son port, 3) par la dimension de ses filaments, de ses stérigmates et de ses spores.

Etude biologique :

L'optimum cultural a été recherché en cultivant ce champignon sur bois de réglisse, carotte et milieu de Raulin glucosé gélosé à des températures comprises entre + 15° et + 37°. Cet optimum cultural se trouve compris entre + 23° et + 25° ; l'espèce cesse de végéter à + 33°.

Pour l'étude biologique, *l'Acrostalagmus cinnabarinus* variété *minimus* a été cultivé sur les milieux suivants ; Bois de réglisse, milieu de Raulin gélatiné glucosé, milieu de Raulin gélosé glucosé, carotte, pomme de terre acide (à 2 %, d'acide lactique), amidon de riz à 2 %, banane, empois d'amidon, sérum coagulé et albumine d'oeuf en ce qui concerne les milieux solides ; nous l'avons en outre cultivé sur les milieux liquides suivants : liquide de Raulin normal ; liquide de Raulin glucosé, liquide de Raulin lévulosé, liquide de Raulin galactosé, liquide de Raulin glycériné.

Bois de Réglisse : La culture se présente dès le deuxième jour sous forme de filaments blanchâtres rampants, peu abondants. A partir du cinquième jour la culture devient luxuriante et peut couvrir la moitié du substratum, de plus le mycelium devient rose. Le dixième jour la teinte se fonce et prend une coloration rouge brique qui s'accentue de plus en plus ; le pigment pénètre également dans le bois qui est lui-même couleur rouge-

brique. Après un mois la couleur est devenue encore plus foncée. Parfois apparaissent à ce moment certaines formes pléomorphiques.

A l'examen microscopique rien de particulier. Ce que nous avons vu précédémment s'applique à cette culture.

Pomme de terre: La culture est plus lente: ce n'est que le quatrième jour que nous apercevons de petites colonies blanches, duveteuses qui grandissent peu à peu et vers le septième jour nous voyons la teinte du mycélium passer au rose; à la loupe on peut noter quelques hyphes fructifères dressées, signe de l'apparition des appareils reproducteurs. Le dixième jour la pomme de terre se teinte en rouge clair; puis le quinzième jour elle devient rouge brique (on peut le voir à la partie supérieure qui n'a pas été envahie par le mycélium): il y a donc diffusion du pigment.

A l'examen microscopique rien de particulier.

Des observations identiques ont été faites sur pomme de terre glycérinée ainsi que sur pomme de terre acide où nous avons remarqué un léger retard dans le développement.

Gélatine glucosée: Ce milieu est excellent pour une température de culture de $+20^0$: dès le cinquième jour la liquéfaction débute et elle est complète vers le huitième jour. Le mycélium est rouge brique et le substratum se pigmente très fortement.

Gélose glucosée: C'est encore un excellent milieu; le mycélium est abondant; les hyphes fructifères sont vigoureuses et abondantes dès le quatrième jour. Vers le 6ème jour le pigment rouge brique apparaît, la gélose se colore; (la teinte est très foncée à la partie supérieure). Le pigment diffuse peu à peu dans le milieu.

Amidon de riz: La végétation est très lente; ce n'est qu'après 8 jours que nous apercevons un mycélium rampant blanc qui s'étale peu à peu et devient rose vers le quatorzième jour. Le 18ème jour la couleur rouge fait son apparition pour passer au rouge brique le 25ème jour; on ne constate pas de liquéfaction même après un mois.

Albumine d'oeuf: La croissance est à peu près nulle; on n'obtient pas de liquéfaction.

Sérum coagulé: Développement extrèmement faible; pas de liquéfaction.

Milieu de Raulin glucosé: Le cinquième jour les filaments sont abondants et forment un voile blanc; le mycélium est rampant et grimpe autour du tube; le huitième jour le pigment rose apparaît en même temps que les appareils reproducteurs: voir Fig. 9 et 10. Ce mycélium croît et se colore au bout du 15ème jour en rouge brique.

Liquide de Raulin lactosé: Mauvais milieu.

Liquide de Raulin lévulosé: Mauvais milieu.

Milieu de Raulin galactosé: Mauvais milieu.

Milieu de Raulin-urée: Mauvais milieu; pas de décomposition.

Eau peptonée: Mauvais milieu.

Bouillon glucosé: C'est un bon milieu pouvant être comparé avec le milieu de Raulin glucosé.

Lait: La végétation est assez lente mais luxuriante (au bout de 8 ou 10 jours apparaît à la surface la coloration rose qui passe après 15 jours au rouge brique). La coagulation a lieu au bout de 20 jours; après 30 jours dissolution complète.

Conclusions: *L'Acrostalagmus cinnabarinus* variété *minimus* végète fort bien sur tous les milieux liquides et solides employés en mycologie; cependant il montre une préférence marquée pour les milieux glucosés légèrement acides, tels que liquide de Raulin glucosé, gélose glucosée, gélatine glucosée, banane, sucs de fruits liquides, gélatinés ou gélosés. Il végète mal sur milieu maltosé liquide et solide, très mal sur milieux lactosés et pas du tout sur milieux galactosés ou lévulosés. Le sérum liquide ou coagulé est un très mauvais milieu ainsi que l'albumine d'oeuf; pas de liquéfaction de ces substrats. Sur gelée d'amidon la croissance est lente, mais assez luxuriante au bout de 15 jours ($+ 24^0$ à $+ 25^0$). Il communique à ce milieu le pigment rouge brique, ainsi qu'a la gélose et à la gélatine (Cette dernière est liquéfiée trop vite (8 à 9 jours), pour qu'il donne un maximum de pigmentation). Sur le lait la croissance est également lente au début, presque luxuriante après 15 jours. Le lait est coagulé, et le précipité de caséine est totalement dissous après 30 jours. Le lait prend une coloration rouge brique; les parois sont encore plus intensément colorées. En résumé ce champignon n'est qu'une variété de *l'Acrostalagmus cinnabarinus* et en raison de ses dimensions générales bien inférieures à celles de *l'Acrostalagmus cinnabarinus* type, nous proposons de lui donner le nom de *Acrostalagmus cinnabarinus* variété *minimus*.

Über einige neue Puccinia-Arten aus Asien.

Von P. Dietel.

Als eine vermutlich neue Art erhielt ich durch Herrn Hofrat Dr. Keissler (Wien) zur Begutachtung und eventuell weiteren Bearbeitung eine ihm von Herrn Professor Bornmüller zugesandte *Puccinia*, die auf *Johrenia fungosa* Boiss. in Kappadozien gesammelt worden war. Es wurde ferner ein zweiter Fundort dieses Pilzes auf der gleichen Nährpflanze in Zilizien festgestellt, beide Exemplare aus dem Herbar Dahlem stammend. Exemplare von einem weiteren Standort fanden sich dann im Wiener Herbar auf einer Pflanze, die von Bourgeau als *Johrenia dichotoma* DC. ausgegeben, nach dem Urteile des Herrn Bornmüller aber auch *J. fungosa* ist.

An den mir vorliegenden Proben, von den beiden zuerst genannten Standorten stammend, sind Aecidien und Teleutosporen in guter Ausbildung vorhanden. Die beiderlei Sporenlager treten eng miteinander vergesellschaftet auf, vielfach an den gleichen Myzelien. Die Aecidien stehen teils vereinzelt, teils zu unregelmäßigen Gruppen vereinigt, an den Stengeln oft in Längsreihen. Die Teleutolager sind entweder klein oder meist von mittlerer Größe und verschmelzen, namentlich an den Stengeln, leicht zu größeren Polstern. Sie bleiben lange von der blasig emporgehobenen Epidermis bedeckt, die sich später in schuppenförmigen Stücken ablöst.

Im Wiener Herbar fand sich auch auf *Johrenia alpina* Fenzl eine *Puccinia* vor, die der vorigen außerordentlich ähnlich ist. Auch bei ihr treten Aecidien und Teleutosporenlager miteinander vergesellschaftet auf und die letzteren bleiben auch hier lange von der Epidermis bedeckt. Ihre Sporen sind von den Teleutosporen der vorigen Art durch ihre meist etwas regelmäßigere Gestalt, hauptsächlich aber durch ihre durchschnittlich geringere Größe verschieden. Bei *Puccinia Johreniae*, wie wir die Art auf *J. fungosa* benennen wollen, sind die Teleutosporen sehr unregelmäßig, vielfach eckig, am Scheitel häufig gerade abgestutzt und oft stark verbreitert. Bei der anderen Art, sie mag als *Puccinia Johreniae alpinae* bezeichnet werden, sind die Sporen weniger unregelmäßig gestaltet, am Scheitel meist abgerundet oder etwas abgeflacht. Die Größe der Teleutosporen ist bei beiden Arten sehr variabel, die Länge schwankt bei beiden annähernd innerhalb derselben Grenzen, aber die untere Grenze wird bei *P. Johreniae* nur selten erreicht, nur vereinzelt ist ihre Länge hier unter 45 μ. Selbst die Sporen aus verschiedenen Lagern des gleichen Materials ließen hier beträchtliche Unterschiede erkennen. Aus je 30 Messungen der Sporenlänge ergab sich

bei *P. Johreniae* in einem Falle ein Mittelwert von 63,6 μ, in einem anderen Falle 53,3 μ, während die entsprechenden Messungen für *P. Johreniae alpinae* 45,5 μ bzw. 43,5 μ ergaben. Entsprechend sind die Schwankungen der Sporenbreite. — Wir lassen hier die Diagnosen der beiden Arten folgen.

Puccinia Johreniae Diet. n. sp.

Aecidiis cum soris teleutosporiferis consociatis, in foliis amphigenis et in petiolis caulibusque, solitariis vel laxe gregariis vel acervulos irregulares formantibus; pseudoperidiis cylindraceis, margine recto vel paulo recurvato, irregulariter lacerato donatis, albidis, cellulis pseudoperidii oblongis vel isodiametricis 20—35 μ longis, 18—25 μ latis, crasse tunicatis, dense verrucosis; aecidiosporis oblongis, subglobosis vel polyedricis, 18—28 ⩽ 16—20 μ, episporio tenui, subtiliter verruculoso, incolorato vestitis; soris teleutosporiferis mediocribus vel minutis, irregulariter sparsis, facile confluentibus, epidermide plumbea vesiculosa diu tectis, atro-griseis, epidermide destructa obscure brunneis, subpulverulentis; teleutosporis valde irregularibus, angulatis, apice truncatis vel conoideis, rarius rotundatis, basi attenuatis vel rotundatis, ad septum non vel lenissime constrictis, episporio crasso, apice modice vel usque 10 μ incrassato brunneo levi indutis, 38—70 ⩽ 22—40 μ (singulis supra), pedicello hyalino caduco 30—40 μ longo suffultis.

An den Blättern und Stengeln von *Johrenia fungosa* Boiss. Kappadozien: bei Maaden ca. 12—1300 m, leg. W. Siehe 1898, exsicc. no. 178; Zilizien: Südhang des Zilizischen Taurus, an der Zilizischen Heerstraße, 450 m, leg. K. Krause 26. Juni 1914, exsicc. no. 500; bei Mesgidou (Kotschy, Pl. Syr. bor. ex Amano prope Beilan 1862, no. 43).

Puccinia Johreniae alpinae Diet. n. sp.

Aecidiis in foliis amphigenis et in petiolis, in acervulos irregulares congestis, pseudoperidiis cupuliformibus vel breviter cylindraceis, margine irregulariter denticulato vel lacerato albido donatis; aecidiosporis ellipsoideis vel subglobosis, 17—27 ⩽ 16—22 μ, subtilissime verruculosis; soris teleutosporiferis cum aecidiis consociatis vel solitariis, mediocribus, saepe in acervulos majores confluentibus, epidermide vesiculosa diu tectis, griseis, denique nudis, obscure brunneis, subpulverulentis; teleutosporis oblongis vel ellipsoideis, apice rotundatis vel truncatis, interdum conoideis, basi angustatis vel rotundatis, ad septum leniter vel vix constrictis, 36—62 ⩽ 20—33 μ, episporio crasso levi brunneo, apice vix vel usque 8 μ incrassato vestitis, pedicello hyalino caduco 30—40 μ longo suffultis.

Auf *Johrenia alpina* Fenzl. Zilizien: am Berge Kar Goli 1853 (Kotschy, It. Cilic. in Tauri alpes „Bulgar-Dagh“ no. 151d, 257).

Puccinia Stauntoniae Tranzsch. et Diet.

Soris maculis nigrescentibus insidentibus, hypophyllis, mediocribus, circularibus vel verruciformibus, firmis, obscure cinnamomeis; teleutosporis fusiformibus vel linearibus, haud raro curvatis, utrinque attenuatis,

apice obtuse conoideis vel interdum rostratis, 50—80 μ longis, 10—19 μ latis, episporio levi, 1—2,5 μ crasso, apice plerumque incrassato donatis, aliis aequaliter flavo-brunneis, aliis hyalinis, statim germinantibus, pedicello persistenti, tenui 60—120 μ longo hyalino instructis.

In foliis *Stauntoniae hexaphyllae* Decsne. (Lardizabalaceae). Japonia, ins. Nippon leg. Pat. Anatolius Tschonoski (no. 1477).

Durch reichliche Wucherung und beträchtliche Vergrößerung der Mesophyllzellen entstehen durch die Einwirkung dieses Pilzes auf der Unterseite der Blätter kleine warzenförmige Anschwellungen, an denen die gelbbraunen bis zimtbraunen wulstigen Sporenlager meist ringförmig hervorbrechen. Die obersten Sporen in jedem Lager sind intensiv gelbbraun gefärbt. Zwischen diese älteren Sporen schieben sich von unten her jüngere ein, die farblos bleiben. Die Membranverdickung des Sporenscheitels ist meist beträchtlich, kann aber bei den farblosen Sporen völlig fehlen.

Puccinia Adenophorae Diet. n. sp.

Vor längerer Zeit erhielt ich von Herrn T. Yoshinaga aus Japan eine neue, auf *Adenophora remotiflora* Miq. vorkommende Art der Gattung *Puccinia*. Den gleichen Pilz sandte mir auch Herr Professor Dr. W. Tranzschel aus der Mandschurei, wo ihn Komarov auf derselben Nährpflanze gesammelt hatte.

Diese *Puccinia Adenophorae* n. sp. besitzt zweierlei verschiedene Teleutosporen, die in getrennten Lagern auftreten. Auf der Unterseite der Blätter werden hell zimtbraune oder lederfarbige Lager von derber Beschaffenheit gebildet; sie sind klein und bilden in dicht kreisförmiger Anordnung Ringe oder Gruppen von 2—3 mm Durchmesser. Die anderen Lager sind von schwarzbrauner Farbe und treten an den Stengeln, hauptsächlich innerhalb des Blütenstandes, den Blütenstielen und den Kelchen auf, die gewöhnlich auf größere Strecken ganz damit bedeckt und davon eingehüllt sind. Stengel und Blütenstiele erleiden dadurch mehr oder minder starke Krümmungen. Diese Lager sind nur anfangs von der abgesprengten Epidermis bedeckt, sehr bald nackt und von Fetzen der Epidermis reichlich durchsetzt. Daran ist zu erkennen, daß sie aus kleineren, länglichen Lagern, wie sie daneben auch vereinzelt vorkommen, zusammengesetzt sind. Auch die beiderlei Sporen selbst sind verschieden. Nicht nur, daß die einen fast farblos, die anderen intensiv gelbbraun gefärbt sind, sind die letzteren auch durchschnittlich größer, nämlich 35—67 μ (meist 45—55 μ) lang, die anderen dagegen in der Regel unter 40 μ lang. Außerdem sind die braunen Sporen in der Mitte deutlich eingeschnürt, zerfallen sogar leicht in ihre beiden Hälften, die hellen andererseits zeigen im ungekeimten Zustand keine Einschnürung. Erst infolge der Keimung verkürzen sich die beiden Sporenzellen unter gleichzeitiger Verbreiterung, und die Sporen erscheinen nun auch eingeschnürt. Endlich sind auch die Stiele der dunklen Sporen-

form zerbrechlicher als die der hellen, sie brechen leicht unterhalb der Sporen ab, ohne daß jedoch diese Sporenlager staubartig sind.

Nun erhielt ich ferner von Herrn Dr. Tranzschel eine *Puccinia* auf *Codonopsis silvestris* Kom., die gleichfalls in der Mandschurei von Herrn Komarov gesammelt worden ist, und die auch zwei verschiedene Sporenformen von der gleichen Beschaffenheit wie bei der vorigen besitzt. Bei ihr sind allerdings die gebräunten Sporen durchschnittlich etwas kürzer. Es wurden für jede der beiden Arten in acht verschiedenen Sporenpräparaten für je 30 Sporen die Länge gemessen, was die folgenden Durchschnittszahlen ergab:

auf *Adenophora:* 50—46—50,1—45,5—51,1—49,4—48,8—50,3 μ
auf *Codonopsis:* 40,7—37,6—46,4—39,3—47,1—41,1—43,9—42,4 μ

als Gesamtdurchschnitt also 48,8 μ auf *Adenophora*, 42,3 μ auf *Codonopsis*. Bei der großen Variabilität beider Formen könnte man immerhin im Zweifel sein, ob sie nicht einer einzigen Art angehören. Aber auf *Codonopsis* treten die dunklen Sporen teils mit den hellen untermischt in den gleichen Lagern, teils in eigenen kleinen Lagern in der Umgebung der gemischtsporigen Lager auf, während auf *Adenophora*, wenigstens in den vorliegenden Exemplaren, die beiden Sporenformen scharf getrennt sind. Auch wurde beobachtet, daß auf *Codonopsis* Zwischenformen zwischen den beiden Sporentypen gebildet werden. Weniger reichlich als auf den Blättern sind in dem vorliegenden Material auf *Codonopsis* auch Lager an den Stengeln vorhanden, durchweg dunkelsporige, die auch hier zu größeren Polstern leicht zusammenfließen.

Dieser auf *Codonopsis* lebende Pilz ist allem Anschein nach mit *Puccinia Campanumeae* Pat. identisch. Auch hier kommen helle und dunkelgefärbte Sporen vor, beide blattbewohnend. In der Monographia Uredinearum I, p. 198 heben P. und H. Sydow hervor, daß an den von ihnen untersuchten javanischen Exemplaren auf *Campanumea javanica* die Sporen fast hyalin waren, von Patouillard aber als braun beschrieben sind, und sind geneigt, diesen Unterschied durch den jugendlichen Zustand der hellen Sporen zu erklären. Durch freundliche Vermittlung von Herrn H. Sydow konnte ich eine Probe des von ihm untersuchten Materials nachprüfen und feststellen, daß es sich um eine sofort keimfähige Sporenform handelt, die den auf *Adenophora* und *Codonopsis* lebenden völlig gleicht. In dem von Patouillard untersuchten Material aus Yunnan ist dagegen die dunkelsporige Form vorhanden gewesen.

Folgendes ist die Diagnose des *Adenophora*-Pilzes:

Puccinia Adenophorae Diet. n. sp.

Soris teleutosporiferis biformibus: aliis hypophyllis minutis pulvinatis, firmis pallide flavo-brunneis, nudis, plerumque in greges circulares ca. 2—3 mm latos congestis, aliis caules late obtegentibus et deformantibus et in calycibus, epidermide primum semivelatis, mox nudis, confluentibus,

pulvinatis, atrofuscis; teleutosporis foliicolis pallidissimis subhyalinis, oblongis, apice conoideis, interdum papilla ornatis, basi rotundatis vel angustatis, medio non vel vix constrictis, levibus, 29—40 × 15—18 μ, statim germinantibus, pedicello firmo hyalino sporam fere aequante suffultis; sporis caulicolis eadem fere forma, sed ad septum constrictis, flavo-brunneis levibus, apice conoideis haud raro in papillam vel quasi in rostrum protractis, majoribus 35—67 × 15—22 μ, levibus, pedicello persistenti vel fragili brunneolo usque 80 μ longo instructis.

In *Adenophora remotiflora* Miq. Japonia, prov. Hôki: Mt. Daisen, 17. August 1923; leg. T. Yoshinaga. — Manshuria, prov. Kirinensis, in silvis ad trajectum Tien-guan-zaj-lin (inter urbes Omosso et Kirin 12. August 1896): leg. Komarov.

Über einige interessante oder für Japan neue Rostpilze.

Von Naohide Hiratsuka (Tottori, Japan).

1. **Puccinia Anthemidis** Syd., Monogr. Ured. I, 1902, p. 7.

Auf *Matricaria Chamomilla* L. Prov. Ishikari: Sapporo, Oktober 1927, leg. Naohide Hiratsuka. Neu für Japan.

2. **Puccinia Tranzschelii** Diet. in Hedw. XXX, 1891, p. 295, pl. XXXV, fig. 5.

Auf *Cacalia hastata* L. var. *pubescens* Ledeb. Südsachalin: Shisuka, August 1928, leg. S. Shimada, M. Terui und K. Fujita. Neu für Japan.

3. **Puccinia Adoxae** Hedw. f. in Fl. franç. II, 1805, p. 220.

Auf *Adoxa Moschatellina* L. Prov. Ishikari: Sôunbetsu, Juli 1926, leg. S. Itô und Naohide Hiratsuka. Prov. Teshio: Horonobe-mura, Juni 1927, leg. M. Okamoto. Neu für Japan.

4. **Puccinia Clintonii** Peck in Ann. Rept. N. Y. State Mus. XXVIII, 1876, p. 61.

Auf *Pedicularis resupinata* L. Prov. Hôki: Mt. Daisen, August 1929, leg. Naohide Hiratsuka und M. Yoshida. Neu für Japan.

5. **Puccinia Veronicarum** DC. in Fl. franç. II, 1805, p. 594.

Auf *Veronica virginica* L. var. *japonica* Nakai, Prov. Hôki: Mt. Daisen, August 1929, leg. Naohide Hiratsuka und M. Yoshida. Neu für Japan.

6. **Puccinia Haleniae** Arth. et Holw. in Bull. Geol. Nat. Hist. Surv. Minn. III, 1887, p. 30.

Auf *Swertia tetrapetala* Pall. Prov. Kushiro: Nanamagari (Akan), September 1925, leg. Naohide Hiratsuka.

Irgendeine Art der Gattung *Swertia* war bisher als Nährpflanze dieses Pilzes nicht bekannt, so daß der vorliegende Fund besonderes Interesse verdient.

7. **Puccinia Epilobii** DC. in Fl. franç. II, 1805, p. 221; VII, 1815, p. 61.

Auf *Epilobium Hornemanii* Rchb. Prov. Ishikari: Hokkai-sawa (Daisetsu-zan), August 1925, leg. K. Miyabe, I. Tanaka und Naohide Hiratsuka; September 1926, leg. Naohide Hiratsuka. Neu für Japan.

8. **Puccinia Parkerae** Diet. et Holw. in Erythea III, 1895, p. 78.

Auf *Ribes sachalinense* Nakai. Südsachalin: Shisuka, August 1928, leg. Naohide Hiratsuka. Prov. Kushiro: Shirikomabetsu (Akan), September 1925, leg. Naohide Hiratsuka; Pon-moshiri (Akan), August 1926, leg. Naohide Hiratsuka; Onnemoshiri (Akan), August 1926, leg. Naohide Hiratsuka. Prov. Kitami: Sarufuto-mura, Juli 1928, leg. M. Okamoto. Neu für Japan.

9. **Puccinia Rumicis-scutati** (DC.) Wint. in Pilze Deutschl. I, 1881, p. 187.

Auf *Rumex montanus* Desf. Prov. Ishikari: Mt. Kuro-dake, August 1925 und September 1926, leg. Naohide Hiratsuka. Neu für Japan.

10. **Puccinia fusispora** Syd., Monogr. Ured. I, 1902, p. 590, pl. XXXIII, fig. 448.

Auf *Urtica dioica* L. var. *platyphylla* Wedd. Prov. Ishikari: Sapporo, Oktober 1896, leg. G. Yamada; Mt. Teine, Oktober 1928, leg. K. Fujita, comm. Prof. Dr. S. Itô. Neu für Japan.

11. **Puccinia Majanthemi** Diet. in Engl. Bot. Jahrb. XXVIII, 1900, p. 285.

Auf *Convallaria majalis* L. Prov. Tokachi: Urimaku, Juli 1925, leg. Naohide Hiratsuka.

Auf *Disporum smilacinum* A. Gray. Prov. Shinano: Mt. Yatsugatake, August 1926, leg. G. Yamada.

Auf *Smilacina davurica* Turcz. Südsachalin: Shisuka, August 1928, leg. Naohide Hiratsuka.

Auf *Smilacina japonica* A. Gray. Prov. Hôki: Mt. Daisen, August 1929, leg. Naohide Hiratsuka und M. Yoshida.

Auf *Trillium kamtschaticum* Pall. Prov. Tokachi: Shikaribetsu-numa, Juli 1925, leg. Naohide Hiratsuka.

Irgendeine Art der Gattungen *Convallaria*, *Disporum*, *Smilacina* und *Trillium* war bisher als Nährpflanze des Pilzes nicht bekannt.

12. **Puccinia Liliacearum** Duby in Bot. Gall. II, 1830, p. 891.

Auf *Scilla japonica* Bak. Prov. Echigo: Kamo, Juni 1918, leg. K. Yoshino. Prov. Mutsu: Shimidzu-mura (Hirosaki), September 1926, leg. S. Itô und Naohide Hiratsuka. Neu für Japan.

13. **Phragmidium papillatum** Diet. in Hedw. XXIX, 1890, p. 25.

Auf *Potentilla cryptotaeniae* Maxim. Prov. Oshima: Ônuma, Oktober 1922, leg. Naoharu und Naohide Hiratsuka; Mt. Komagatake, September 1924, leg. Naohide Hiratsuka. Prov. Iburi: Chitose, Oktober 1927, leg. Naohide Hiratsuka. Prov. Tokachi: Makubetsu, September 1926, leg. Naoharu Hiratsuka. Prov. Kushiro: Shitakara, September 1925, leg. Naohide Hiratsuka. Neu für Japan.

14. **Phragmidium Miyabeanum** S. Itô et Hiratsuka f. nov. spec.

Soris teleutosporiferis amphigenis, plerumque epiphyllis vel petiolicolis, sparsis vel solitariis, minutis vel mediocribus, 1—1,6 mm diam., rotundatis, pulvinatis, epidermide fissa cinctis, semicompactis, atris; teleutosporis cylindraceis, 2—5-septatis, plerumque 4-septatis, ad septa non constrictis, apice rotundatis, epapillatis, basi rotundatis, 52,2—90 × 25,2—37,8 μ, verrucosis, obscure brunneis, quaque cellula poris germinationis 3 instructa; pedicello persistenti, hyalino vel apice leniter colorato, 72—150 μ longo, basi incrassato (14—21 μ crasso).

Auf *Geum pentapetalum* Mak. Südsachalin: Mt. Tosso, Juli 1928, leg. Naohide Hiratsuka, S. Shimada, M. Terui und K. Fujita. Prov.

Ishikari: Kumonotaira (Daisetsuzan), August 1925, leg. K. Miyabe, Naohide Hiratsuka und I. Tanaka; September 1926, leg. Naohide Hiratsuka: Mt. Kuro-dake, September 1926, leg. Naohide Hiratsuka; August 1927, leg. S. Itô, Naohide Hiratsuka und S. Iwadare; Mt. Hokkai-dake, August 1927, leg. S. Itô, Naohide Hiratsuka und S. Iwadare.

Von dem auf anderen *Geum*-Arten vorkommenden *Phragmidium circumvallatum* P. Magn. ist dieser Pilz sehr verschieden.

15. **Phragmidium alpinum** Hiratsuka f. nov. spec.

Soris teleutosporiferis hypophyllis, sparsis vel solitariis, mediocribus, 1,8—2,4 mm diam., rotundatis, pulverulentis, atris; teleutosporis cylindraceis, 4—8-septatis, plerumque 6—7-septatis, ad septa non constrictis, apice papilla subhyalina, 4—10 μ longa auctis, basi rotundatis, 66—144 ⩽ 21—36 μ, dense verruculosis, obscure brunneis, episporio 3—5 μ crasso, cellulis aequalibus, extimis paullo longioribus, quaque cellula poris germinationis 3 instructa; pedicello persistenti, hyalino vel superne dilute olivaceo, 90—168 μ longo, deorsum incrassato (15 μ crasso).

Auf *Rubus pedatus* Sm. Prov. Shinano: Mt. Yatsugatake, August 1926, leg. G. Yamada. Prov. Ishikari: Mt. Kuro-dake, August 1925; September 1926, leg. Naohide Hiratsuka. Prov. Iburi: Tomamu, August 1926, leg. M. Okamoto.

16. **Phragmidium Rubi-japonici** Kasai in Transact. Sapporo Nat. Hist. Soc. III, 1910, p. 40, pl. I, fig. 13.

Uredo- und Teleutosporen auf *Rubus pseudo-japonicus* Koidz. Prov. Ishikari: Sôunbetsu, August 1925, leg. Naohide Hiratsuka. Prov. Kushiro: Mt. Meakan, September 1925, leg. Naohide Hiratsuka; Mt. Oakan, September 1925, leg. Naohide Hiratsuka.

Die Uredoform dieser Art ist bisher anscheinend noch nicht beschrieben worden. Die Uredolager sind auf der Unterseite der Blätter unregelmäßig zerstreut, klein, gelb, mit keulenförmigen Paraphysen untermischt und umgeben. Uredosporen kugelig bis ellipsoidisch, 15—24 μ lang, 12—18 μ breit; Membran dünn (1—2 μ), mit locker stehenden feinen Stachelwarzen besetzt.

Parasitic fungi from Panama.

By F. L. Stevens.

The fungi listed below were collected in Panama by the writer largely in the year 1924.

Phycomycetes.

Albugo bliti (Biv.) Kze.

On Alternanthera ficoidea. Quarry Heights, Sept. 30, 1924, *909*.

Albugo candida (Pers.) Rouss.

On Brassica sp. Fort Sherman, Sept. 4, 1924.

Albugo ipomoeae panduranae (Schw.) Swingle.

On Convolvulaceae. Fort Sherman, Sept. 4, 1924, *253*. Gatun, Oct. 11, 1924, *1211*. Fort Davis, Sept. 25, 1924, *825*. Baillemona, Sept. 20, 1924, *684*. Paitilla Pt., Sept. 8, 1924, *360*, *93*.

Albugo platensis (Speg.) Sw.

On Boerhaavia caribaea. Frijoles, Aug. 29, 1924.

Ascomycetes.

Dimeriella olyrae Stevens.

On Olyra. Las Cruces Trail, Sept. 28, 1924, *881*.

Bagnisiopsis peribebuyensis (Speg.) Theiß. et Syd.

On Miconia argentea. Fort Davis, Mt. Hope, old road, Sept. 25, 1924, *831*, *446*. Barro Colorado Is, Aug. 9, 1924, *47*. Fort Sherman, Sept. 4, 1924, *246*. Corozal, Trail 17, Aug. 30, 1924, *182*. Darien, Sept. 10, 1924, *412*. Agua Clara Reservoir, Sept. 17, 1924, *590*. Brazos Brook Reservoir, Sept. 22, 1924, *737*. Fort Lorenzo Trail, Oct. 10, 1924, *1175*.

Achorella attaleae Stevens.

On Elaeis melanococca. New Limon, Oct. 4, 1924, *1027*.

Trabutia xylosmae Stevens.

On Myroxylon intermedium. Corozal Trail 17, Aug. 30, 1924, *100*. This specimen shows minor differences from the earlier collections, particularly in that the stromata are dull, not shiny, and are less regular in form.

Apiosphaeria guaranitica (Speg.) Höhn. (= *Anisochora tabebuiae* Stev.).

On Tabebuia pentaphylla. Barro Colorado Island, Aug. 29, 1924, *1012*.

Diatractium Ingae (Rehm) Syd.

On Inga sp. Fort Sherman, Oct. 6, 1924, *1058*.

Phyllachora davillae Stevens n. sp.

Spots minute, 1—3 mm., circular, tan-colored, visible from above or below. Stromata central, solitary, minute, 0,5—1 mm., dull black, slightly raised. Locules in the mesophyll, 1—3 in each stroma, elongated vertically, —170 μ deep, —110 μ wide, or subglobose, —170 μ or oval 380 μ wide, —230 μ deep. Upper clypeus well developed, black, thick, —60 μ, often extending far, —200 μ, laterally from the locule; lateral and basal walls —30 μ thick. Lateral stroma often well developed and of parallel long cells, dothideoid.

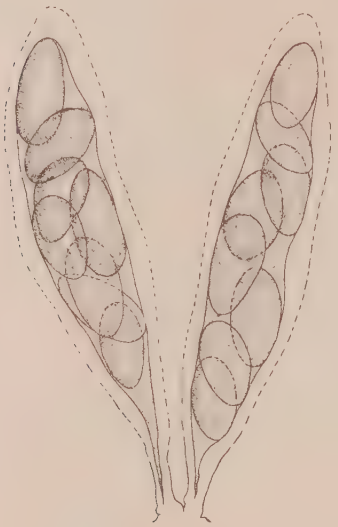


Fig. 1.
Phyllachora davillae Stev. Asci and spores.

Asci clavate, 8-spored, oblique, uniseriate or inordinate, 126 ⩽ 14 μ. Paraphyses filiform, gelatinous.

Spores oval, obtuse, 15 ⩽ 7—8 μ.

On Davilla rugosa. Fort Sherman, Sweetwater, Oct. 6, 1924, *1075*.

Phyllachora chaetochloae Stevens.

On Chaetochloa multiseta. Summit, Sept. 6, 1924, *318*. Agua Clara Reservoir, Sept. 17, 1924, *569*. Chiva-Chiva trail, Sept. 18, 1924, *611*. Fort Sherman, Sept. 4, 1924, *271*. Fort Randolph, Sept. 23, 1924, *759*.

Fig. 2. *Phyllachora davillae* Stev. A stroma.

Culebra, Oct. 2, 1924, *922, 959*. France Field, Oct. 3, 1924, *947*. Empire, Oct. 8, 1924, *1131*. Fort Lorenzo Trail, Oct. 10, 1924, *1147*. Gatun, Oct. 11, 1924, *1200*. Mandingo, Oct. 15, 1924, *1330*.

Phyllachora guazumae P. Henn.

The original description had only immature spores and was therefore

doubtful. The present specimens appear to belong to this species, and show the following characters: Spot small consisting of a pale region around the stromata, but visible from both leaf surfaces. Stromata epiphyllous, not visible from below, small, $^1/_2$—1 mm., dull. Clypeus well developed above and extending far beyond the locules, -140 μ thick, poorly developed or wanting below.

Asci 72—76 ⩽ 11—15 μ, beaked.

Spores hyaline, fusiform, 19—22 ⩽ 3,5 μ, paraphyses gelatinous. The conidial stage *Sclerometis guazumae* Syd. was also present: pycnidium in the mesophyll, irregular in shape, 133 μ wide, 160 μ deep; conidia oblong, continuous, hyaline, 2—4 ⩽ 7—9 μ.

On Guazuma ulmifolia. Corozal, Trail 17, Sept. 30, 1924, *95*. Mandingo, Oct. 30, 1924, *1327*.

Phyllachora guianensis Stevens.

On Paspalum plicatum. Chiva-Chiva trail, Sept. 18, *598*, *1206*, *1215*.

Phyllachora sapindacearum Stevens.

On Serjania sp. Corozal, Trail 17, Aug. 30, 1924, *89*. Miraflores, Sept. 15, 1924, *509*. Fort Davis, Sept. 25, 1924, *830*.

Phyllachora Stevensii Sydow.

On Dioclea guianensis. Punta Bruja, Sept. 16, 1924.

This differs very essentially from *P. dioclear* Henn. in spore and stroma size.

Phyllachora tragiae (B. & C.) Sacc.

On Croton tragioides. Corozal Trail 17, Aug. 30, 1924, *106*. France Field, Sept. 2, 1924, *204*. Summit, Sept. 6, 1924, *324*. Mandingo, Oct. 15, 1924, *1322*.

On Croton sp. Pedro Miguel, Sept. 9, 1924, *382*.

Phyllachora Ulei Winter.

On Dioscorea sp. Tumba Mourta, Sept. 27, 1924, *853*. Oct. 12, 1924, *1231*. Brazos Brook Reservoir, Sept. 22, 1924, *707*. Chiva-Chiva, trail, Sept. 18, 1924, *624*. Agua Clara Reservoir, Sept. 17, 1924, *561*. Corozal Trail 17, Aug. 30, 1924, *114*. Punta Bruja, Sept. 16, 1924, *531*. Culebra, Oct. 20, 1924, *921*. Las Cruces trail, Sept. 2, 1924, *141*.

Sphaerodothis sphaerosperma (Winter) Stevens & Moore.

On Cenchrus viridis. Frijoles, Sept. 19, 1924, *651*. Culebra, Oct. 2, 1924, *954*.

Dictyochora paspali Stevens n. sp.

Spots 5—10 mm. long, elongate, scattered, numerous, tan on both sides of the leaf, with the black stroma slightly raised on the upper surface of the leaf. Stroma subepidermal, remaining sunken, with the loculi embedded in the mesophyll. Loculi 150—250 ⩽ 100—200 μ, without a distinct ostiole. Paraphyses threadlike, numerous. Asci 54—70 ⩽ 10—15 μ, clavate to cylindric, eight spores. Spores 18—20 ⩽ 7—9 μ, at first pale, later becoming brown, muriform, 3 to 4 celled, with the middle cells longitudinally septate.

On Paspalum saccharoides. Fort Lorenzo Trail Oct. 10, 1924, *1174*.

Phyllachora vismiae Stevens.

On Vismia ferruginea. New Limon, Oct. 4, 1924, *1018*.

This Panamanian specimens differ but slightly from the Costa Rica type, chiefly in that the spots are visible from above only.

Fig. 3. *Phyllachora vismiae* Stev. Section of stroma.

Fig. 4. *Phyllachora Vismiae* Stev. Asci and spores.

Cryptospora panamensis (Stev.) Syd.

On Cordia heterophylla. Corozal Trail 17, Aug. 30, 1924, *110*, *117*. Las Cruces trail, Sept. 2, 1924, *154*. France Field, Sept. 2, 1924, *203*.

Fort Sherman, Sept. 4, 1924, *249*, *260*. Paitilla Pt., Sept. 8, 1924, *365*. Brazos Brook Reservoir, Sept. 22, 1924, *706*. Fort Randolph 100 ft. hill trail, Sept. 23, 1924, *757*. Tumba Muerta, Sept. 27, 1924, *851*. Culebra, Oct. 2, 1924, *934*. Fort Lorenzo trail, Oct. 10, 1924, *1184*. Mandingo, Oct. 15, 1924, *1365*.

Physalospora andirae Stevens.

On Andira sp. Ancon Hill, Sept. 24, 1924, *792*.

Didymosphaeria trachodes (Mont.) Sacc.

On "Swamp palm". Port Limon, Aug. 9, 1923, *824*.

This fungus agrees with the description given. Ostiole 15—20 μ in diameter, circular. Paraphyses filiform, simple, gelatinous. Asci 40—100 ⩽ 7—10 μ. The spores were somewhat narrower than the description, being 24—28 ⩽ 9—10 μ.

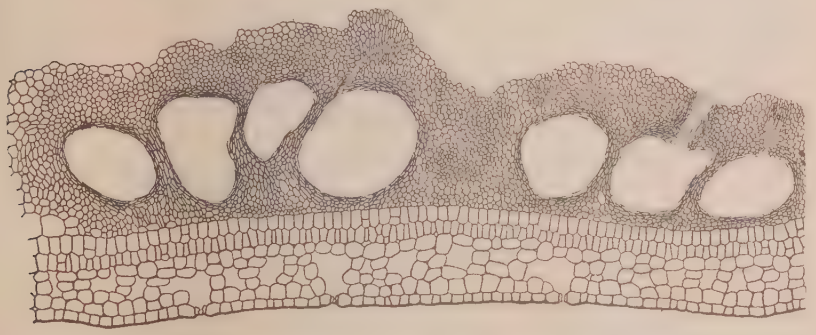


Fig. 5. *Pseudothis pulchella* (Speg.) Theiß. Stroma and locules.

Mycosphaerella erythrinae Stevens n. sp.

Spots 3—6 mm. in diameter, circular, tan with a dark brown margin. Perithecia 60—75 μ in diameter, globose, minute, hypophyllous, immersed. Ostiole 15—20 μ in diameter, prominent. Paraphyses absent. Asci 20—28 ⩽ 8—10 μ, clavate. Spores 10—14 ⩽ 3—4 μ, hyaline, 1-septate.

On Erythrina sp. Juan Diaz, Aug. 21, 1923, *1235*.

Laestadia verbesinae Pat. & Gail.

On Verbesina sp. Mandingo, Oct. 14, 1924, *1217*.

Anthostomella cecropiae (Rehm) Höhn.

On Cecropia, France Field, Oct. 3, 1924, *971*. Sept. 2, 1924, *180*. Fort Davis, Sept. 25, 1924, *823*. Gatun, Sept. 11, 1924, *1219*. Fort Lorenzo trail, Oct. 10, 1924, *1176*.

Pseudothis pulchella (Speg.) Theiß.

No spot. Stroma brown to black, irregularly circular, raised, erumpent through the epidermis, eventually superficial, epiphyllous, 0,5—2 mm. across, 200—540 μ thick, composed of irregularly rounded cells, not

dothidioid. Locules numerous —6 in section, subglobose, or compressed, 360 μ in diameter. Locular wall pale, 18 μ thick, separating from the stroma. Ostiole —240 μ long, 80 μ wide, fimbriate lined, prolonged into a beak. Asci about 40—60 ⩽ 7 μ, 8-spored. Paraphyses few, filamentous. Spores brown, unequally 2-celled, 11 ⩽ 3,5 μ uniseriate or inordinate.

On Dalbergia Brownii. Fort Sherman, Sweetwater, Oct. 6, 1924, *1047*.

Fig. 6. Asci and spores of *Pseudothis pulchella*.

The basal layer of the stroma resting upon the palisade cells is thin. The outer exposed part of the stroma is irregular, loose and apparently weathers away. The general aspect of this fungus is dothidiaceous, but the sections of the stroma fail to show dothid characters, particularly in the character of the stroma cells, the locular wall, and the ostiole. I regard it as typically Sphaeriaceous.

Gasteromycetes.

Staheliomyces cinctus Fisch. (1).

On earth. Sweetwater. Specimen in the C. G. Lloyd collection.

This exceedingly rare fungus is seldom seen, but was figured recently in a Swiss publication by Ed. Fischer from South America.

Fungi Imperfecti.

Darluca filum (Biv.) Cast.

On Uredo dioscoreae on Dioscorea sp. Loma Bracho, Sept. 13, 1924, *500—1*. Agua Clara Reservoir, Sept. 17, 1924, *574*.

Periconia pycnospora Fres.

On dead spots caused by Cercospora manihoticola in leaves of Manihot utilissima. Tamboa, Aug. 16, 1924, *1085*. Aug. 17, 1924, *1113*. Pedro Miguel, Aug. 16, 1924, *1110*. Juan Diaz, Aug. 21, 1924, *1230*.

Zygosporium oscheoides Mont.

On an unknown Monocotyledon. Frijoles, Oct. 14, 1924, *1247*.

Pachytrichum guazumae Syd.

On Guazuma ulmifolia. Corozal, Trail 17, Sept. 30, 1924, *95*. Mandingo, Oct. 30, 1924, *1327*.

---

(1) Det. by C. G. Lloyd.

Neue Beiträge zur Kenntnis der resupinaten Arten der Hydnaceen in Böhmen.

Von Dr. K. Cejp, Prag, Botanisches Institut der Karls-Universität.

Dieser Beitrag umfaßt die in letzter Zeit in Böhmen gefundenen Arten der Familie der Hydnaceen, deren Funde bisher in der „Monographie" (Praha 1928) nicht verzeichnet wurden. Es handelt sich vor allem um seltenere Arten, von denen einzelne sogar früher nur ein einziges Mal in Böhmen festgestellt worden waren *(Mucronella polyporacea, aggregata, Odontia barba Jovis, Quéleti, Acia stenodon)*. Neu für Böhmen ist der Fund der Art *Odontia pallida*. Die Aufsammlungen stammen zumeist aus den nordwestlichen Ausläufern des Brdy-Gebirges im Pilsner Gebiet.

Grandinia Fr.

Grandinia Brinkmanni (Bres.) B.-G. Auf dem Hut eines alten *Polyporus* bei Mnichovice, VII, 1926 (leg. Velenovský), auf Lindenrinde *(Tilia)*, bei Svojkovice (Westböhmen), VIII, 1926.

Grandinia mutabilis (Pers.) B. G. Auf der Rinde einer Robinie *(Robinia)* „Stráň" bei Rokycany, VIII, 1926, auf einem Zweig von *Crataegus oxyacantha* in einer Schlucht bei Svojkovice, VIII, 1926, auf dem Holz eines Zweiges von Pirus malus, Mnichovice (leg. Velenovský), VIII, 1926, auf *Quercus* im Wald Boreček bei Rokycany, VII, 1927, auf *Sambucus nigra* bei den Wasserfällen im Karlické udolí bei Dobřichovice, X, 1927, auf Fichtenholz *(Picea)* am Rezek im Riesengebirge, VII, 1929.

Grandinia mutabilis (Pers.) B.-G. var. **multipartita** Cejp (Monogr. 1928, p. 29). Auf Weidenstümpfen *(Salix)* bei Rokycany, VIII, 1926.

Grandinia farinacea (Pers.) B.-G. Auf der Rinde einer trockenen Tanne, im Walde „Žďár", VII, 1926, auf einem Fichtenstumpf daselbst, VIII, 1927, auf einem gehobelten Fichtenbrett, Mnichovice, VII, 1927 (Vel.), in Ameisenhöhlen und Kammern in einem ausgehöhlten Fichtenstumpf unter dem Vys. Tok im Brdy, VIII, 1929.

Odontia Fr.

Odontia barba Jovis (With.) Fr. Auf der Rinde eines Erlenzweiges *(Alnus)* bei Dobřív, VIII, 1926.

Odontia subalbicans (Pers.) Bres. Auf Kiefernrinde *(Pinus)* bei Řevnice, XI, 1926, auf Buchenholz *(Carpinus)* bei Solopysky, X, 1927, auf einem Fichtenstumpf bei Svojkovice, VIII, 1928, auf der Rinde eines Fichtenstumpfes im Walde Žďár bei Rokycany, IX, 1929. Seltene, früher bei uns nur vom Holz von Nadelbäumen bekannte Art.

Odontia papillosa (Fr.) Bres. Auf Zweigen von *Crataegus oxyacantha* in der Waldschlucht bei Svojkovice, VIII, 1926, auf Erle *(Alnus)* daselbst, VIII, 1927, auf einem Eichenzweig *(Quercus)* und auf zusammengebackenen Buchenblättern *(Carpinus)* bei Holoubkov, IX, 1926, auf stark vermoderten Eichenzweigen *(Quercus)* häufig (Boreček, Žďár, bei Roblín, Dobřív, Holoubkov).

Odontia stipata (Fr.) Quél. In einem hohlen Buchenstamm bei Svojkovice, VIII, 1926, auf Weide *(Salix)* bei Černošice, XII, 1926, in hohlen alten Weiden am Teich bei Solopysky (zusammen mit *O. arguta*), X, 1927. Auf Ahorn im Karlické údolí bei Dobřichovice, auf einem Fichtenstumpf am Rezek im Riesengebirge, VII, 1929. Sie bildet überhaupt keine Stacheln. Der Fruchtkörper ist schön watteartig, weißlich, stellenweise bräunlich, feinflockig, bereift.

Odontia arguta (Fr.) Quél. In den Höhlungen eines vermodernden Fichtenstumpfes und in Ameisengängen im Holz, in den Brdy (Unter dem Vys. Tok), VIII, 1929, auf Erlenrinde bei Strašice, VII, 1926, auf einem Fichtenstumpf bei Holoubkov, IX, 1926, in hohlen Weidenstämmen *(Salix)* bei Solopysky, X, 1927.

Odontia arguta (Fr.) Quél. var. **alutacea** (Fr.) B.-G. Auf dem Holz von Hängekörben zum Züchten von Orchideen im Warmhaus des Botanischen Gartens in Prag, VII, 1929.

Odontia sudans (A. & S.) Bres. Auf Fichtenbalken *(Picea)* in der Wald-Brücke, Žďár, VIII, 1926, auf der Wurzel eines Fichtenstumpfes bei Holoubkov, IX, 1926, auf Wacholderzweigen *(Juniperus communis)* bei Mnichovice, VI, 1927 (leg. Velenovský), auf dem Holz eines Fichtenstumpfes am Teich bei Kornatice (bei Mirošov), IX, 1929.

Odontia bicolor (A. & S.) Bres. Auf Fichtenholz bei Mnichovice, VII, 1926 (leg. Velenovský), auf einem Fichtenstumpf bei Svojkovice, IX, 1926, bei Holoubkov, Dobřív, auf einem Buchenstumpf auf dem Rezek im Riesengebirge, VII, 1929, auf Fichtenholz, das auf dem feuchten Waldboden in den mittleren Brdy lag, VIII, 1929.

Odontia incrustacea Cejp (Hedwigia, LXVI, p. 269, Monographie 1928, p. 48). Auf Erlenzweigen *(Alnus)* am Bach in Stromkovice im Riesengebirgsvorland, VII, 1929.

Odontia conspersa Bres. Auf einem modernden Zweig von *Quercus*, Bechyně, Park unter dem Schloß, VIII, 1929. Sie macht ganz den Eindruck von *O. papillosa*. Die gefransten, spitz endenden Höcker sind ein Bündel verlängerter Cystiden, die reichlich kleine Kristalle enthalten. Wie bei der genannten Art klebt sie gelegentlich unbedeutende umgebende Humuspartikel an die Zweiglein.

Odontia Quéleti Bourdot & Galzin. Auf einem trockenen Zweig von *Quercus* im Walde Žďár bei Rokycany, IX, 1929.

Odontia junquillea Quél. Auf Holz und Zweigen von Buche *(Fagus silvatica)*, Stromkovice im Riesengebirgsvorland, VII, 1929, häufig; auf einem vermodernden *Polyporus* am Rezek, VII, 1929.

Odontia bugellensis Ces. Auf der Rinde eines Wacholderstammes *(Juniperus communis)*, Wald Plecháč bei Březina bei Radnice, IX, 1928.

Odontia crustosa (Pers.) Quél. Auf Zweigen von *Rosa canina*, *Rubus* sp. häufig im Gesträuch auf dem Abhang bei Jince, VIII, 1929, auf Buchenzweigen *(Fagus)* bei Melmatěj bei Dobřív, VIII, 1926, auf *Prunus avium* bei Mnichovice, VII, 1926 (leg. Velenovský).

Odontia pallida Bourdot & Galzin. Auf Pappelholz *(Populus tremula)* im Walde Žďár, VII, 1928, auf Fichtenholz bei Kornatice unweit Mirošov, IX, 1929.

Acia Karst.

Acia stenodon (Pers.) B.-G. Auf Eichenzweigen *(Quercus)*, Wald Žďár bei Rokycany, VIII, 1929.

Radulum Fr.

Radulum effusum Cejp. Auf vermodernden Erlenzweigen *(Alnus)* am Bach unter Vys. Tok in den Brdy, VIII, 1929. Einige Teile des Fruchtkörpers und die Höcker waren rötlich und blieben so auch im getrockneten Zustand. Sehr junge Fruchtkörper ähneln, solange sie kreisförmig sind und einen Durchmesser von kaum 3–4 mm haben, vor allem *R. quercinum*.

Radulum tomentosum Fr. Auf Buchenzweigen *(Carpinus)* auf dem Gehänge bei Jince, VIII, 1929. Fruchtkörper fest anliegend, an den Rändern nicht gehoben, breiter Rand, grob-, lang- und filzartig-faserig. Spärliche, stumpfe Höcker, bis fast zum Scheitel fein filzartig, oben kahl, dunkler. Auf Weide *(Salix)* bei Mnichovice, XII, 1928 (Vel.).

Radulum quercinum Fr. Auf einem Birkenstamm *(Betula)*, unweit des Baches Reserva in den Brdy, VIII, 1929, junge Fruchtkörper mit spärlichen, zugespitzten und an den Enden oft geschleißten Stacheln auf trockenen Eichenzweigen *(Quercus)* in den Brdy (unter dem Vys. Tok), VIII, 1929, auf Buchenzweigen im Boreček bei Rokycany, VIII, 1929 (gleichfalls junge Fruchtkörper, kreisförmig, anliegend, sehr breiter Saum, oft an der Peripherie anliegend, faserförmig auslaufend). Auf Zweigen von *Prunus cerasus*, „Stráň“ bei Rokycany, IV, 1929, sehr häufig.

Mucronella Fr.

Mucronella agregata Fr. Auf einem modernden Fichtenstumpf, Stromkovice im Riesengebirgsvorland, VII, 1929.

Mucronella polyporacea Vel. Auf vermoderndem *Polyporus* und auf faulendem Holz um einen Fichtenstumpf, bei Holoubkov, IX, 1926. Die stellenweise entwickelten feinen, unbedeutenden Fruchtkörper erscheinen wie ein weißer oder gelblicher spinnwebenartiger Anflug. Velenovskýs Exemplare hatten kein subiculum. Seltene Art, oder besser bei uns ebenso wie die anderen Arten der Gattung *Mucronella* übersehene Art.

Mucronella fascicularis (A. & S.) Fr. Auf vermodertem Fichtenholz im Walde bei Kornatice (zusammen mit *Odontia pallida*), IX, 1929.

Pleurodon Quél.

Pleurodon auriscalpium (L.) Pat. Wald Boreček, VIII, 1928, sehr häufig unter Kiefern, bei Svojkovice, VII, 1927.

Mycoleptodon Pat.

Mycoleptodon fimbriatum (Pers.) B.-G. Auf einem Fichtenstumpf *(Picea excelsa)* im Walde Žďár bei Rokycany, IX, 1929. Sterile Fruchtkörper mit weit ausgebreitetem, fransig-faserigem Rand. Fruchtkörper von fast gelbgrüner Farbe.

Mycoleptodon ochraceum (Pers.) Pat. Auf einem Fichtenstumpf, Stromkovice, VII, 1929.

Dryodon Quél.

Dryodon erinaceus (Bull.) Quél. Auf einem Buchenstamm. Žďár, VIII, 1929.

Dryodon diversidens (Fr.) Quél. Auf Buche *(Fagus)* bei Roblín, VII, 1929 (leg. Fechtner). Der Fruchtkörper dieser seltenen Art verändert sich nicht durch Jod, nach der Sulphovanilin-Reaktion wird er sofort blutrot.

A new Nematospora on Cotton Bolls in the Central Provinces (India).

By Jehangir Fardunji Dastur, M. Sc., Mycologist to Government, C. P. and Jiwan Singh, M. Sc., Assistant to the Mycologist to Government, C. P.

Nematospora on cotton has been reported from many countries, such as Nyasaland, Uganda, West Indies, Nigeria and Burma but for the first time in India it was observed by us in specimens of diseased cotton bolls collected at Nagpur by Dr. W. Youngman, the then Economic Botanist for Cotton, Central Provinces.

Diseased bolls show, as a rule, distinct insect punctures, some of the lint being destroyed by insects; the damage done by them is chiefly confined to the punctured loculus, still the lint in the other loculi as well is found to be discoloured. In the early stage of infection, the lint shows a slight yellowish discolouration, which later becomes very pronounced and ultimately it turns sable brown. This discoloured lint invariably shows the presence of *Nematospora* sp. on and in the fibres. The fungus is chiefly present in the ascigerous stage, but yeast cells are not often wanting; hyphae have also been observed in the discoloured fibres but it is difficult to say if they belong to the *Nematospora*.

Under the microscope, the infected fibre is found to be stained light yellow or brown according to the degree of infection. The fibre is badly twisted and contorted. When stained with Iodine and Phosphoric acid the affected parts of the fibre do not give the cellulose reaction but remain yellow or brown, whereas the healthy parts stain typically blue to purple.

The description given by Marsh[1] of diseased cotton from Nyasaland may well apply to the disease under study, except that he, in no case, found the discolouration to be in or on the wall of the hairs. In our specimens the discolouration does not remain confined to the central canal of the hair cell; it not only involves the wall of the cell but affects its nature as well, as is evident by its reaction to cellulose reagents.

In the infected boll, the seeds may look healthy or may be shrunken or discoloured brown, according to the degree of infection of the boll. These healthy looking seeds, may be only apparently healthy, because they may show the presence of the fungus inside the embryo, even in those cases in which the lint is only very slightly stained, and the stained lint may form only a very small part of the contents of the infected

[1] Marsh, R. W. An investigation of a sample of diseased seed cotton sent from Nyasaland. Jour. Textile Inst. XVI, 1925, p. T316.

loculus. According to Marsh[1], the damage to seeds of diseased bolls from Nyasaland was entirely internal and could not be detected unless the seed was cut.

When the discoloured lint is microscopically examined, the asci and ascospores of a *Nematospora* are invariably seen entangled in the lint and also inside the fibres. If the lint is very slightly discoloured no other organism, except the *Nematospora* is found.

In 1927–28, in platings taken from the discoloured lint, circular, pink, slimy and bacterial like colonies had developed. They were found to be pure cultures of a yeast. Inoculations made with this fungus proved unsuccesful and in cultures only a vegetative form invariably developed.

In November of 1928, bolls with the typically discoloured lint were again collected. In platings made from these bolls a number of fungal and bacterial colonies were obtained and studied. In each plating a large number of a particular type of colony was found. It was either circular or triangular in shape, slightly raised, white and slimy and looked like a bacterial colony. This colony was composed of yeast cells and of *Nematospora* asci and ascospores, which were identical with those found in diseased bolls; mycelium was entirely absent.

Inoculations of cotton bolls with pure cultures of this *Nematospora* in many cases proved successful. For the inoculations healthy, green unopened bolls were taken. The inoculations were made either on cut bolls or on bolls attached to plants in fields. The cut bolls were externally sterilized by first washing them in a solution of mercuric chloride, 1 in 1000, and then in sterilized water. They were placed in sterilized plugged tubes. The inoculations were done in four different ways, (1) the inoculum was placed on the unbroken surface of the boll, away from the sutures or the lines of the union of the carpels, (2) it was placed directly on one of these sutures, (3) the outer wall of the capsule was slightly wounded and the inoculum was placed on the wound, or (4) the boll was punctured by a sterilized needle right upto the lint and the inoculum was placed on the puncture. Successful infections resulted in those cases in which the inoculum was either placed on the lines of unions of the valves or on a deep-seated puncture. As in the case of natural infection, the under side wall of the punctured infected valve of the capsule showed a distinct browning; the septa between adjoining loculi also showed this browning when the inoculations were through sutures between the carpels.

In the very early stage of infection, the lint showed just a slight yellowish discolouration at the place where it was in contact with the diseased part of the capsule. This slight yellowish tint increased and ultimately it was replaced by a brown discolouration. Asci, ascospores and yeast spores of the *Nematospora* were present in the lint.

---

[1] Loc. cit. p. T317.

Similar results were obtained when bolls attached to plants were inoculated in the same way as the cut bolls described above. Inoculated bolls were covered with paper bags. If the successfully inoculated boll dehisced, the lint in the loculus through which the infection had taken place remained more or less compact and its volume was much less than of the lint in healthy loculi.

The staining of the lint is caused not only by the *Nematospora* under study but other fungi have been found to stain the lint, e. g., *N. Gossypii* Ashby and Now.[1], *N. Coryli* Peg.[1], *Cephalosporium* sp. and *Penicillium* sp. isolated from diseased cotton bolls.

When the fungus recently isolated from diseased lint is cultivated on glucose agar it forms a white slimy surface growth, which with age shows a distinct puckering as in the case of some bacterial cultures; the growth chiefly consists of yeast cells and asci and ascospores; hyphae are generally completely absent and when present they are very sparsely developed and in short lengths. However, when the fungus is grown on nutrient media for many generations, the vegetative growth becomes distinctly mycelial. The hyphae are extremely thin, thinner than those of *N. Coryli*. The yeast cells are of two kinds, (1) small lozenge shaped cells which form large colonies of many cells, several buds remaining attached to the mother cell, and (2) large globular cells which do not bud very freely, but which develop the ascus mother cells. One of the buds from the large globular cell, generally the first or the second bud, elongates and develops into a long elliptical cell (Fig. 6). This is the ascus mother cell. The asci and ascospores are similar to those found in cotton bolls. In the asci eight ascospores are usually developed (Fig. 5); but in cultures four or two spores have been also found, but rarely; in many cases the ascus mother cell remains abortive, no ascospores being developed; the orignal nucleus divides once or twice but no spore development takes place (Figs. 4, 6 and 12). At times the abortive ascus germinates vegetatively and produces germ tubes or yeast cells (Figs. 7, 8 and 9). The asci are hyaline and elliptical in shape; the ends are broadly rounded (Fig. 5); at times there is a slight depression in the middle. The ascospores are set free by the dissolution of the ascus walls; the ascospores may remain entangled together even after the ascus wall has dissolved (Figs. 2 and 3). The asci measure 42–57 $\times$ 7–12 μ. The ascospores are long and narrow with the apical end pointed and the lower end extended into a whip-like structure (Fig. 1). The spore is distinctly one septate. The lower half of the spore, towards the appendiculate end, stains more deeply with Carbol Fuchsin than the upper half, as found by Marsh[2].

[1] Cultures of these two *Nematosporas* were very kindly supplied by Dr. W. Brown of the Royal College of Science, London, to whom our acknowledgments are due.

[2] Loc. Cit. p. T317,

In the ascus the spores are arranged in two bundles of four each with the appendiculate ends facing each other and the appendages are entangled together (Figs. 2, 3 and 5). On glucose agar medium the ascospores without the appendage measure 33–40 ⩽ 2-2,5 μ. The tail of the ascospore varies in length from 20–32 μ. The ascospores from diseased bolls measure without the appendage 31,5–50 ⩽ 2-3,5 μ, and the appendage measures 10–23 μ.

The ascospores germinate by developing a globular bulge near the septum which usually disappears at the time of germination (Figs. 10

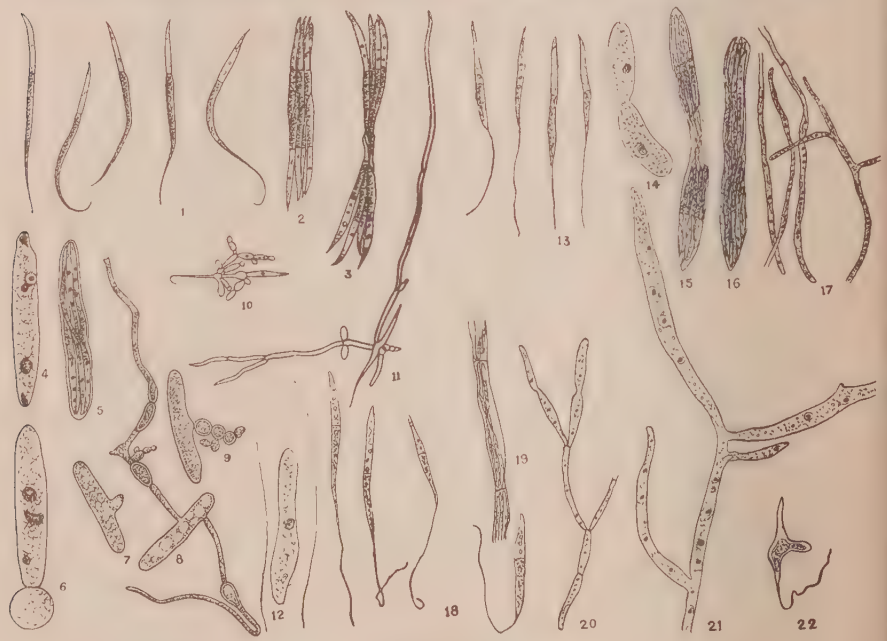


Fig. 1–22.

and 11). As a rule from the bulge yeast cells are developed but at times the spore germinates by developing germ tubes which grow into hyphae of limited lengths and which bear apically and laterally yeast cells (Fig. 11).

The *Nematospora* under study is different from *N. Gossypii* described by Ashby and Nowell[1] from cotton lint. The latter fungus in our cultures freely develops on glucose agar a thallus of broad, multinucleate hyphae which generally branch dichotomously; they are sparingly septate (Figs. 20 and 21). The segments may break away from the parent hyphae as unicellular multinucleate bodies; they may develop either as asci bearing

[1] Ashby, S. F. and Nowell, W. The fungi of stigmatomycosis. Ann. Bot. XL, 1926, pp. 74–80.

ascospores or as conidia germinating by forming yeast cells or by putting forth germ tubes. The hyphae may become swollen in parts (Fig. 20) and these swollen hyphal cells may form within them ascospores. Thus the asci are either terminal or intercalar, and at times in chains (Fig. 19). This fungus sent to us by Dr. Brown, resembles closely the fungus described by Ashby and Nowell except that in our cultures it has not developed innumerable ascospores in the asci. The ascospores are usually eight in number and often fewer. According to Ashby and Nowell the sporangia (asci) measure 70–100 × 8–12 μ and the spores (ascospores) without the appendage 24–30 × 2–2,5 μ and the appendage 50–100 μ; in our cultures on glucose agar the asci measure 53–94 × 6,3–10 μ, the ascospores without the appendage measure 35–60 × 2,2–2,75 μ and the appendage measures 34–54 μ.

The *Nematospora* under study also differs from *Nematospora Coryli* Pegl., which also occurs on cotton. In the cultures supplied by Dr. Brown there is a distinct thallus of very fine hyphae as observed by Ashby and Nowell[1]. The asci are naviculate in shape and in the early stage of development it appears that the ascus is the result of the conjugation of adjoining cells of a hypha (Figs. 14 and 15). The ascus is also developed from a single cell (Fig. 16). In our cultures the asci have been observed to have eight or more than eight ascospores (Fig. 16). According to Peglion[2] the asci measure 65–70 × 6–8 μ and the ascospores without the appendage measure 38–40 × 2–3 μ and the appendage 35–40 μ, but in our cultures on glucose agar the asci are 63–114 × 6,3–10 μ and the ascospores without the appendage 36–60 × 2–2,7 μ and the appendage 18–46 μ.

On potato slabs the growth of the fungus under study is entirely different from those of the two foreign *Nematosporas*. There is a distinctly raised encrustation which is pure white and the growth is cauliflower-like, each individual colony is circular and slightly bigger, than a pin head. These pin head shaped colonies are aggregated together giving the appearance of a cauliflower. The colonies consist of yeast cells and asci and ascospores whereas in *N. Gossypii* and *N. Coryli* the growth on the potato slab is distinctly feathery and appressed to the surface of the slab and the hyphae at the margin of the growth are slightly aerial. Under the microscope the growth is similar to what has already been described.

The Nagpur *Nematospora* is considered a new species and the name *N. Nagpuri* Dast. is suggested.

---

[1] Ashby, S. F. and Nowell, W. Loc. Cit.

[2] Peglion, V. Über die *Nematospora Coryli* Pegl. Centralbl. f. Bakt. Abt. II. 7. 1901, p. 754–761.

Explanation of Textfigures.

Figs. 1–12. *Nematospora Nagpuri* Dast. n. sp.

Fig. 1. Ascospores. × 460.
Figs. 2 and 3. Clusters of ascospores. The ascus wall is dissolved. × 460.
Fig. 4. An aborted ascus mother cell. × 460.
Fig. 5. An ascus. × 460.
Fig. 6. An ascus mother cell developing from a yeast cell. × 460.
Figs. 7–9. Germinating abortive ascus mother cells. × 310.
Fig. 10. A germinating ascospore, forming yeast cells. × 320.
Fig. 11. A germinating ascospore, forming both germ tubes and yeast cells. × 260.
Fig. 12. An aborted ascus mother cell inside a cotton fibre. × 460.

Figs. 13–17. *N. Coryli* Pegl.

Fig. 13. Ascospores. × 460.
Fig. 14. An ascus probably being formed by the conjugation of two cells. × 460.
Figs. 15 and 16. Asci. × 460.
Fig. 17. Lengths of hyphae from a culture. × 420.

Figs. 18–22. *N. Gossypii* Ashby and Now.

Fig. 18. Ascospores. × 460.
Fig. 19. A chain of asci. × 420.
Fig. 20. A length of hypha showing enlarged cells which would ultimately develop into asci. Note the dichotomous branching. × 460.
Fig. 21. A length of hypha. × 420.
Fig. 22. A germinating ascospore. × 460.

Contribution à la connaissance des Péronosporacées de Roumanie.

Par Tr. Săvulescu et T. Rayss.

Dans cette première contribution à la connaissance des Péronosporacées de Roumanie nous indiquons les espèces qui paraîtront prochainement dans l'Herbier mycologique roumain (Herbarium Mycologicum Romanicum) édité par la Station de Phytopathologie de Bucarest. Dans la presente note nous n'indiquons ni littérature, ni les synonymies des espèces citées, parce que ces données trouveront leur place dans l'exsiccata sus-mentionnée où elles seront accompagnées des observations et des mesures de tous les organes. Pour chaque espèce étudiée nous avons établi les courbes et les limites extrêmes de variation, de même que la valeur moyenne de chaque caractère en effectuant de nombreuses mesures (500 mesures pour les conidies).

En ce qui concerne la détermination et la nomenclature, nous sommes basés pour le genre *Peronospora* sur la Monographie de E. Gäumann, „Beiträge zu einer Monographie der Gattung Peronospora Corda", Zürich 1923.

1. **Pythium De Baryanum** Hesse:

Sur les jeunes plantules de *Nicotiana Tabacum* L.: Băneasa (distr. Ilfov).

2. **Phytophthora infestans** (Montagne) De Bary:

Sur *Solanum tuberosum* L.: Valea Vinului (distr. Năsăud). Fréquente dans les cultures et répandue dans tout le pays.

3. **Cystopus Bliti** (Biv. Bern.) Lév.:

Sur *Amarantus Blitum* L.: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea).

Sur *Amarantus viridis* L.: Constanţa (distr. Constanţa).

Sur *Amarantus retroflexus* L.: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea); Bucureşti (distr. Ilfov). Répandu dans tout le pays.

4. **Cystopus Portulacae** (Dekin et Passy) Lév.:

Sur *Portulaca oleracea* L.: Bucureşti (distr. Ilfov); Curtea de Argeş (distr. Argeş). Très répandu dans tout le pays.

5. **Cystopus candidus** (Pers.) Lév.:

a) Forma *Alyssi alyssoidis* nov. for.: Conidiis 8—16 μ., fere 2—15 μ. longis, longitudine media: 12 μ. Sur les feuilles et les sépales de *Alyssum alyssoides* L.: Pucioasa (distr. Dâmboviţa), Mănăstirea Dealului (distr. Dâmboviţa); Istriţa (distr. Buzeu); Pasărea (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlaşca); Cetăţeni (distr. Muscel); Mănăstirea Horezu (distr. Vâlcea).

b) Forma *Brassicae nigrae* nov. for.: Conidiis 9—18 μ., fere 11—16 μ. longis; longitudine media: 13,5 μ.

Sur les feuilles de *Brassica nigra* (L.) Koch, souvent en mélange avec *Peronospora Brassicae* Gäumann: Cartal-Hagiabdul (distr. Ismail); Constanța (distr. Constanța).

c) Forma *Capsellae Bursae pastoris* nov. for.: Conidiis 11—21 μ., fere 15—19 μ. longis, longitudine media: 16 μ.

Sur les tiges, les feuilles, les pétioles, les fleurs et les fruits de *Capsella Bursae pastoris* (L.) Moench; souvent mélangé avec *Peronospora parasitica* (Pers.) Tulasne: Hotin (distr. Hotin), Șirăuți (distr. Hotin); Cernăuți (distr. Cernăuți); Chițorani (distr. Prahova); Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița); Vârciorova (distr. Mehedinți); Pasărea (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca); Oltenița (distr. Ilfov); Turtucaia (distr. Durostor). Très fréquent et répandu dans tout le pays.

d) Forma *Coronopi procumbentis* nov. for.: Conidiis 11—20 μ., fere 14—18 μ. longis; longitudine media: 15 μ.

Sur *Coronopus procumbens* (L.) Gilib.: Vulcana (distr. Dâmbovița).

e) Forma *Hesperidis matronalis* nov. for.: Conidiis 11—22 μ., fere 14—18 μ. longis, longitudine media: 16,5 μ.

Sur les tiges, les pédoncules floraux, les fleurs et les fruits de *Hesperis matronalis* L.: Herăstrău (distr. Ilfov). Les fleurs sont hypertrophiées et déformées, les pétales sont décolorées.

f) Forma *Lepidii perfoliati* nov. for.: Conidiis 10—19 μ., fere 12—17 μ. longis, longitudine media: 14,5 μ.

Sur *Lepidium perfoliatum* L.: Păpușoi-Crivda (distr. Cetatea-Alba); Cetatea-Alba (distr. Cetatea-Alba).

g) Forma *Sinapidis arvensis* nov. for.: Conidiis 11—21 μ., fere 12—17 μ. longis, longitudine media: 16 μ.

Sur *Sinapis arvensis* L.: Cartal (distr. Ismail); Constanța (distr. Constanța).

h) Forma *Syreniae sessiliflorae* nov. for.: Conidiis 11—21 μ., fere 14—19 μ. longis, longitudine media: 16 μ.

Sur *Syrenia sessiliflora* (DC.) Ledeb.: Șaba (distr. Cetatea-Alba). En dehors de formes indiquées, nous avons trouvé *Cystopus candidus* (Pers.) Lév. sur plusieurs plantes hospitalières; ces plantes se trouvent actuellement en étude et nous les énumerons ici sans les rapporter à des formes:

Sur *Arabis arenosa* (L.) Scop.: Comana (distr. Vlașca).

Sur *Arabis ovirensis* Wulf: Tismana (distr. Gorj); Cheile Oltețului (distr. Gorj).

Sur *Camelina microcarpa* Andrz.: Comana (distr. Vlașca).

Sur *Camelina sativa* (L.) Cr.: Istrița (distr. Buzeu).

Sur *Cardamine pratensis* L.: Orșova (distr. Severin).

Sur *Chorispora tenella* (Pall.) DC.: Pietroasa (distr. Buzeu).

Sur *Erysimum repandum* L.: Istrița (distr. Buzeu).

Sur *Euclidium syriacum* (L.) R.Br.: Comana (distr. Vlașca).

Sur *Lepidium campestre* (L.) R.Br.: Vârciorova (distr. Mehedinți); Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița).

Sur *Lunaria annua* L.: Vârciorova (distr. Mehedinți).

Sur *Lunaria pachyrriza* Borb.: Vârciorova (distr. Mehedinți).

Sur *Raphanus sativus* L.: București (distr. Ilfov).

Sur *Sisymbrium officinale* (L.) Scop.: Ada-Kaleh (distr. Mehedinți).

Sur *Sisymbrium Loeselii* L.: Oltenița (distr. Ilfov); Constanța (distr. Constanța).

Sur *Sisymbrium Sinapistrum* Cr.: Orșova (distr. Severin); Vârciorova (distr. Mehedinți); Constanța (distr. Constanța).

Sur *Sisymbrium Sophia* L.: Vârciorova (distr. Mehedinți); Inotești (distr. Prahova); Istrița (distr. Buzeu); Târgoviște (distr. Dâmbovița).

Sur *Thlaspi arvense* L.: Pasărea (distr. Ilfov).

6. **Cystopus Tragopogi** (Pers.) Oudem.:

a) Forma *Tragopogi* nov. for.: Conidiis 12—28 μ., fere 15—20 μ. longis; longitudine media: 19,5 μ.

Sur *Tragopogon major* Jacq.: București (distr. Ilfov); Herăstrău (distr. Ilfov). Répandu.

Sur *Tragopogon porrifolius* L.: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea); Herăstrău (distr. Ilfov).

b) Forma *Xeranthemi annui* nov. for.: Conidiis 12—20 μ., fere 15—18 μ. longis, longitudine media: 16 μ.

Sur *Xeranthemum annuum* L.: Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița); Orșova (distr. Severin); Mărculești-Ciulnița (distr. Jalomița); Comana (distr. Vlașca); Pasărea (distr. Ilfov); Turtucaia (distr. Durostor); Murfatlar (distr. Constanța); Agigea (distr. Constanța).

7. **Sclerospora graminicola** (Sacc.) Schröter:

Sur *Setaria italica* P. Beauv.: Pantelimon (distr. Ilfov); Băneasa (distr. Ilfov).

8. **Plasmopara pygmaea** (Unger) Schröter:

Sur *Anemone nemorosa* L.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava“ (distr. Prahova); Sinaia (distr. Prahova); Copou (distr. Jași) — Herb. Constantineanu.

Sur *Anemone ranunculoides* L.: Cățelu (distr. Ilfov); Mogoșoaia-București (distr. Ilfov).

Sur *Helleborus purpurascens* W. K.: Sinaia-Vârful cu Dor (distr. Prahova).

9. **Plasmopara pusilla** (De Bary) Schröter:

Sur *Geranium pratense* L.: Gălănești (distr. Rădauți).

10. **Plasmopara viticola** (Berk. et Court.) Berl. et de Toni:

Sur *Vitis vinifera* L.: Soroca (distr. Soroca); Cotnari (distr. Jași); Coșula (distr. Botoșani) — Herb. Constantineanu; Petrești (distr. Putna); Jideni (distr. Râmnicu-Sărat); Pantelimon (distr. Ilfov); București (distr. Ilfov); partout dans les vignobles.

11. **Plasmopara Aegopodii** (Caspary) Trotter:

Sur *Aegopodium Podagraria* L.: Rădăuți (distr. Rădăuți); Rjavinți (distr. Hotin); Sinaia (distr. Prahova); Nucet (distr. Dâmbovița); Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea); partout dans le pays.

La longueur du conidiophore est de 135—320 μ.; son diamètre: 5 à 9 μ.; le tronc non ramifié du conidiophore est de $^2/_3$ $^4/_5$ de sa longueur; conidies: 16—22 ⩾ 13—20 μ. Chez A. Fischer (Rabenh., Kr. Fl. Deutschl. IV, p. 429), d'une façon erronée est indiquée pour l'espèce collective *Plasmopara nivea* (Unger) Schröter, à la quelle appartient aussi en partie la *Plasmopara Aegopodii*, la longueur du conidiophore „durchschnittlich 55 μ. lang" (probablement au lieu de 255 μ.); cette erreur est repétée par Migula (Pilze I, 159) „etwa 60 μ. lang".

12. **Plasmopara Conii** (Casp.) Trotter:

Sur *Conium maculatum* L.: Sinaia (distr. Prahova); Jași (distr. Jași) — Herb. Constantineanu; Comana (distr. Vlașca); Titu (distr. Dâmbovița); Murfatlar (distr. Constanța).

13. **Plasmopara densa** (Rabenh.) Schröter:

Sur *Alectorolophus minor* (Ehrb.) Wimm. et Gr.: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea).

Sur *Alectorolophus major* Rchb.: Bogătești-Nămăești (distr. Muscel).

14. **Pseudoperonospora cannabina** (Otth) Curzi:

Sur *Cannabis sativa* L.: Craiova (distr. Dolj). Saccardo (Syll. Fung. XIV, 460) et Berlese (Riv. Pat. Veg. X, p. 277) indiquent comme longueur des conidies à cette espèce: 30—36 μ.; les conidies de nos exemplaires varient entre 18 et 36 μ., mais les valeurs les plus fréquentes sont: 24—30 μ.

15. **Pseudoperonospora Humuli** (Miyake et Tak.) Wilson:

Sur *Humulus Lupulus* L.: Orșova (distr. Severin); Cernica (distr. Ilfov); București (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca). Fréquent dans le pays.

16. **Pseudoperonospora Urticae** (Lib.) Salm. et Ware:

Sur *Urtica urens* L.: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea); Comana (distr. Vlașca).

17. **Pseudoperonospora cubensis** (B. et C.) Rost.:

Sur *Cucurbita Pepo* L.: Corpaci (distr. Bălți); Râmnicu-Sărat (distr. Râmnicu-Sărat); București (distr. Ilfov); Tekir-Ghiol (distr. Constanța); très répandu.

Sur *Cucumis sativus* L.: Râmnicu-Sărat (distr. Râmnicu-Sărat); București (distr. Ilfov).

18. **Peronospora Polygoni** (Halsted) Alfr. Fischer:

Sur *Polygonum aviculare* L.: Agigea (distr. Constanța).

Sur *Polygonum Convolvulus* L.: Constanța (distr. Constanța).

19. **Peronospora muralis** Gäum.:

Sur *Chenopodium murale* L.: Periș (distr. Ilfov) — Herb. Constantineanu; Turtucaia (distr. Durostor); Constanța (distr. Constanța).

20. **Peronospora minor** (Casp.) Gäum.:

Sur *Atriplex patula* L.: Hotin (distr. Hotin); Pantelimon (distr. Ilfov); București (distr. Ilfov); Herăstrău (distr. Ilfov); Constanța (distr. Constanța).

Sur *Atriplex nitens* Schkr.: Olănești, Grădina Împărătească (distr. Cetatea-Alba).

21. **Peronospora variabilis** Gäum.:

Sur *Chenopodium album* L.: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea); Butoești (distr. Gorj); Comana (distr. Vlașca).

22. **Peronospora Chenopodii** Schlechtendal:

Sur *Chenopodium hybridum* L.: Băneasa (distr. Ilfov); București (distr. Ilfov).

23. **Peronospora Spinaciae** Laubert:

Sur *Spinacia oleracea* L.: Cernăuți (distr. Cernăuți); București (distr. Ilfov). Souvent mélangée avec *Macrosporium Cheiranthi* Fr.

24. **Peronospora Schachtii** Fuckel:

Sur *Beta vulgaris* L.: Chitila (distr. Ilfov). Espèce répandue dans les cultures de betteraves.

25. **Peronospora Lepigoni** Fuckel:

Sur *Spergularia marginata* Boiss.: Agigea (distr. Constanța).

26. **Peronospora campestris** Gäum.:

Sur *Arenaria serpyllifolia* L.: Comana (distr. Vlașca).

27. **Peronospora Arenariae** (Berk.) Tul.:

Sur *Moehringia trinervia* (L.) Clair.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava“ (distr. Prahova).

28. **Peronospora Scleranthi** Rabenh.:

Sur *Scleranthus annuus* L.: Pasărea (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca).

29. **Peronospora parva** Gäum.:

Sur *Stellaria Holostea* L.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava“ (distr. Prahova).

30. **Peronospora media** Gäum.:

Sur *Stellaria media* (L.) Vill.: Hotin (distr. Hotin); Cernăuți (distr. Cernăuți); Chițorani (distr. Prahova); Sinaia (distr. Prahova) — Herb. Constantineanu; Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița); Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea); Pasărea (distr. Ilfov); București (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca). Espèce répandue partout dans le pays.

31. **Peronospora tomentosa** Fuckel:

Sur *Cerastium glomeratum* Thuill.: Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița); Herăstrău (distr. Ilfov); Pasărea (distr. Ilfov).

Sur *Cerastium brachypetalum* Desp.: Țigănești (distr. Ilfov).

32. **Peronospora trivialis** Gäum.:

Sur *Cerastium triviale* Link: Orșova (distr. Severin).

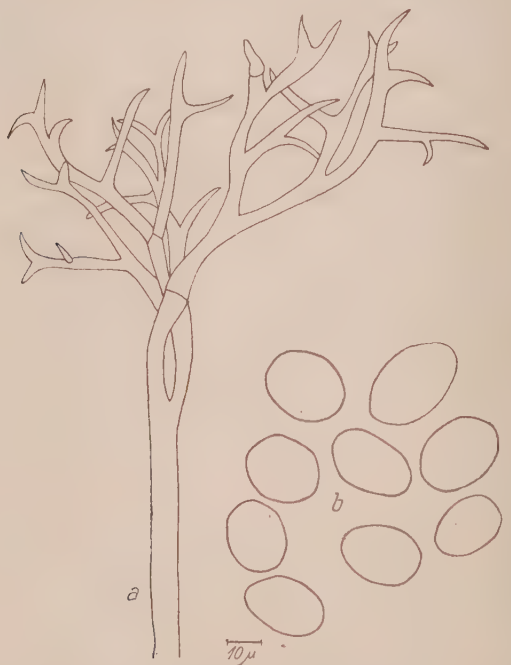


Fig. 1. *Peronospora Cerastii anomali* Săvul. et Rayss.
a Conidiophores. *b* Conidies.

33. **Peronospora Cerastii anomali** Săvul. et Rayss, nov. sp.:

Caespitulis densis, leviter flavis, mollibus, totum tergum foliorum tegentibus. — Conidiophoris singulis vel pluribus e stomatibus exeuntibus, 225—480 μ. longis, 5—6-ies dichotome ramosis, trunco $^1/_3$—$^2/_3$ totius altitudinis efficienti, 6—7 μ. crasso, ramulis acutangulo divergentibus, furcis terminalibus rectangulis, leviter, fere sigmatim curvatis; conidiis leviter flavis, ellipsoideis, 16—33, fere 21—27 μ. longis, 12—24, fere 15—21 μ. latis. Longitudine media: 23,4 μ., latitudine media: 18 μ. Oosporas invenire non potuimus. Habitat in foliis vivis *Cerastii anomali* W. et K.

Sur *Cerastium anomalum* W. et K.: Pasărea (distr. Ilfov).

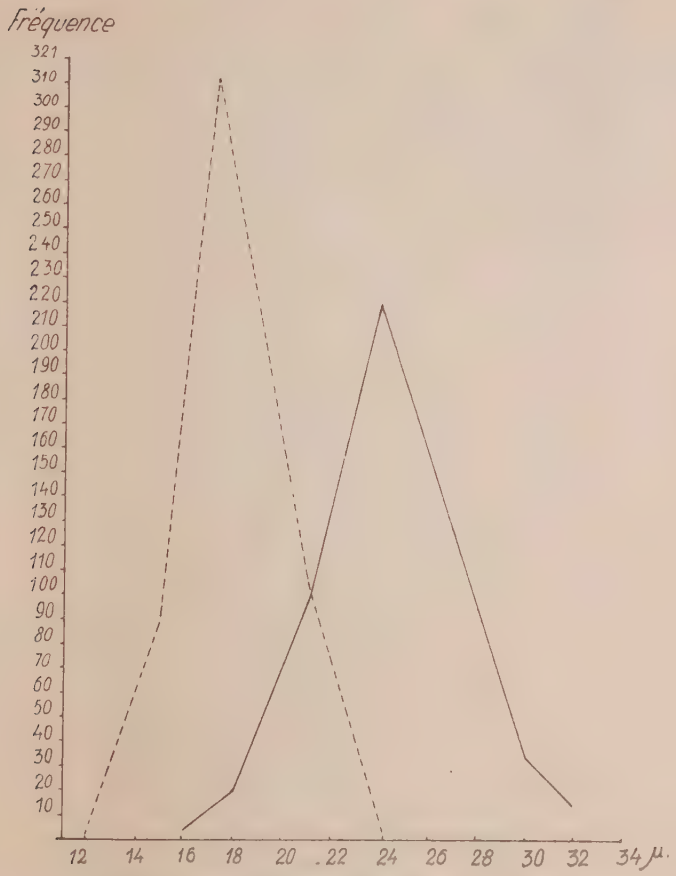


Fig. 2. *Peronospora Cerastii anomali* Săvul. et Rayss.
Courbe de variation de la longueur (ligne entière) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

34. Peronospora Holostei Casp.:

Sur *Holosteum umbellatum* L.: Copou (distr. Jași) — Herb. Constantineanu; Știrbey-Vodă (distr. Ilfov); Herăstrău (distr. Ilfov).

35. Peronospora Cyparissiae De Bary:

Sur *Euphorbia amygdaloides* L.: Sinaia (distr. Prahova); Nucet (distr. Dâmbovița); Vârciorova (distr. Mehedinți); Comana (distr. Vlașca). Les dimensions des conidies données par Berlese (Riv. Pat. Veg. X, p. 232) = 22—26 ⩽ 16—20 μ. sont plus grandes que les nôtres et celles de Saccardo (Syll. Fung. VII, p. 261) = 17—24 ⩽ 13—16 μ.

36. Peronospora Ficariae (Nees v. Es.) Tul.:

Sur *Ficaria verna* Huds.: Hotin (distr. Hotin); Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea).

37. **Peronospora Ranunculi** Gäum.:

Sur *Ranunculus repens* L.: Hotin (distr. Hotin); Țețina (distr. Cernăuți); Azuga (distr. Prahova) — Herb. Constantineanu; Sinaia (distr. Prahova); Pasărea (distr. Ilfov). Fréquente et répandue partout.

Sur *Ranunculus bulbosus* L.: Bușteni (distr. Prahova).

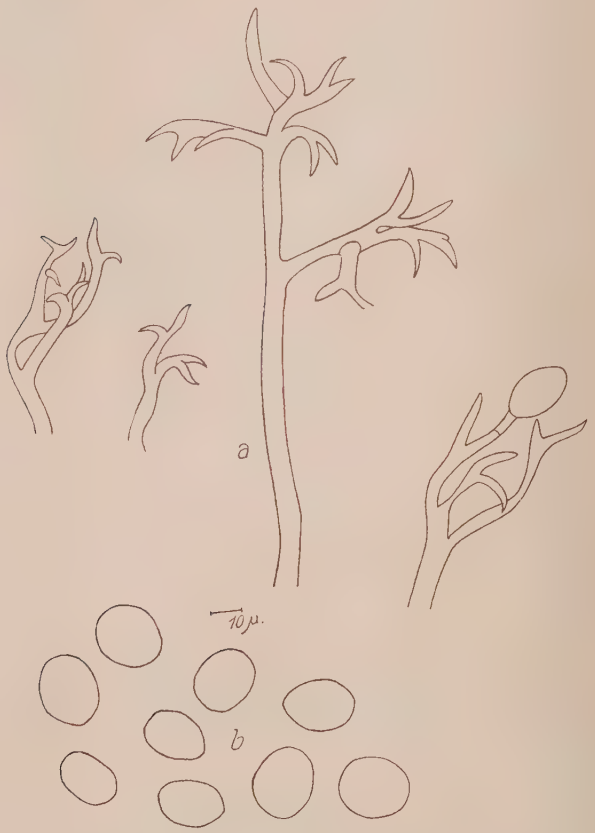


Fig. 3. *Peronospora Ranunculi sardoi* Săvul. et Rayss.
a Conidiophores. *b* Conidies.

38. **Peronospora Ranunculi sardoi** Săvul. et Rayss, nov. sp.:

Caespitulis mollibus, brunneis, totum tergum foliorum tegentibus. Conidiophoris singulis vel plurimis e stomatibus exeuntibus, 180—520 μ. altis, trunco $^2/_3$—$^3/_5$ totius altitudinis efficienti, 6—9 μ. crasso, ramis 4—6-ies dichotome ramosis, furcis terminalibus 12—42 μ. longis, literae

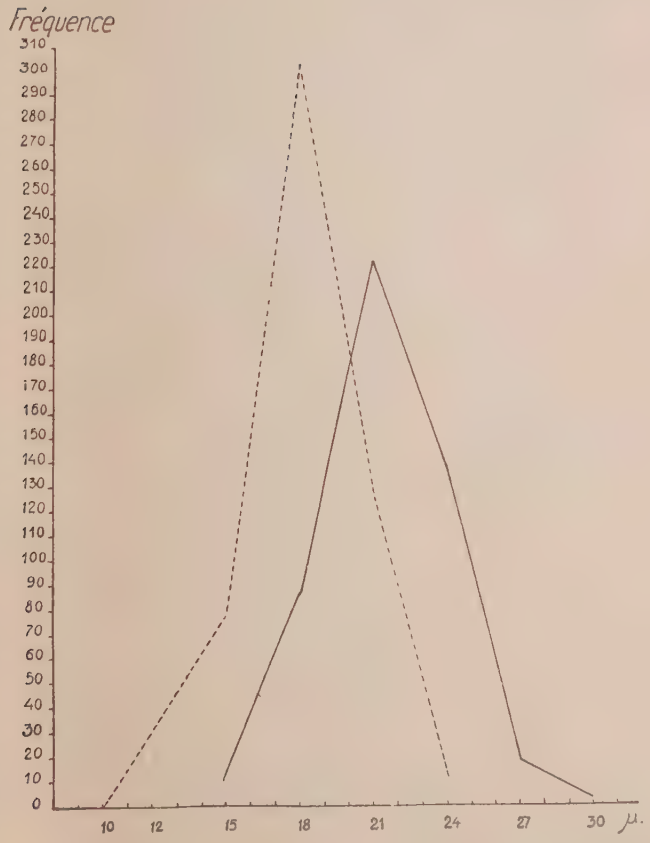


Fig. 4. ***Peronospora Ranunculi sardoi*** **Săvul. et Rayss.**
Courbe de variation de la longueur (ligne entière) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

graecae sigma similiter curvatis. Conidiis leviter brunneo-violaceis, 15—30 μ., fere 21—24 μ. longis, 10—24 μ., fere 17—20 μ. latis. Longitudine media: 22,05 μ., latitudine media: 17,6 μ. Oosporas invenire non potuimus. Habitat in foliis vivis *Ranunculi sardoi* Crantz.

Sur *Ranunculus sardous* Crantz: Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea).

Fig. 5. *Peronospora Ranunculi Steveni* Săvul. et Rayss.
a Conidiophores. *b* Conidies. *c* Oospore.

39. **Peronospora Ranunculi Steveni** Săvul. et Rayss, nov. sp.:

Caespitulis densis, griseo-brunneis, totum tergum foliorum tegentibus. Conidiophoris singulis vel plurimis e stomatibus exeuntibus, 200—330 μ. altis, trunco $^2/_3$—$^4/_5$ totius altitudinis efficienti, 6—8 μ. crasso, ramis 4—6 dichotome ramosis, furcis terminalibus 9—45 μ. longis, literae graecae sigma similiter curvatis. Conidiis leviter brunneis, 14—27, fere 18—24 μ. longis, 14—22, fere 16—20 μ. latis. Longitudine media: 20,4 μ., latitudine media: 18 μ. Oosporis 30—36 μ. diam., episporio flavo, crasso, irregulariter rugoso.

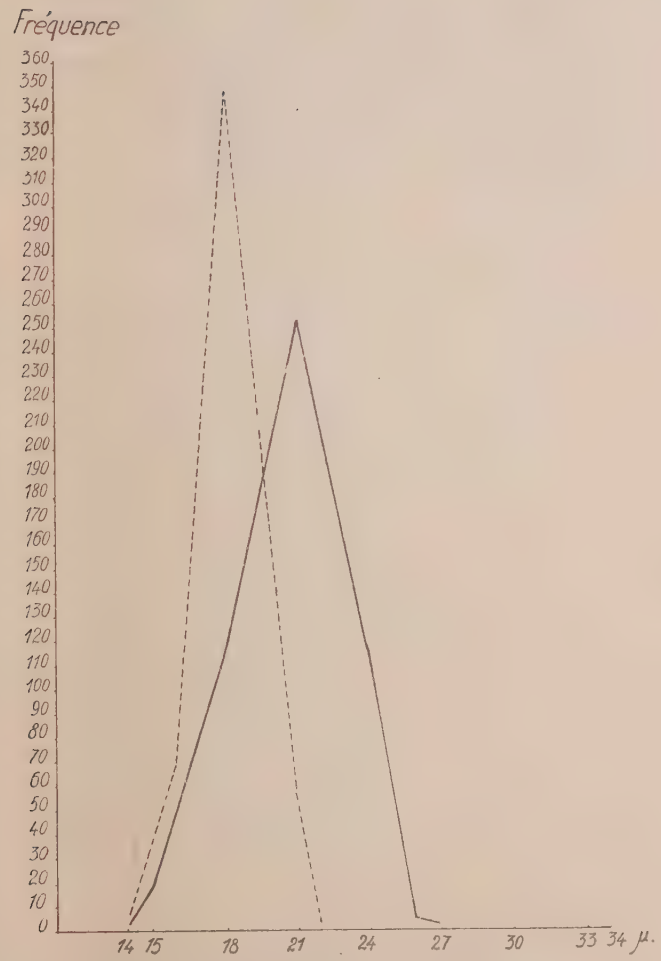


Fig. 6. *Peronospora Ranunculi Steveni* Săvul. et Rayss.
Courbe de variation de la longueur (ligne entière) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

Habitat in foliis vivis *Ranunculi Steveni* Andrz.

Sur *Ranunculus Steveni* Andrz.: Predeal (distr. Prahova).

Nous donnons ci-dessous un tableau comparatif des caractères de Peronospora qui parasitent sur les différentes espèces de *Ranunculus*.

Tableau comparatif des Peronospora parasitant sur Ranunculus.

Espèces	Nombre des conidiophores sortant par les stomates	Grandeur des conidiophores µ.	Rapport entre la partie non ramifiée et la longueur du conidiophore	Diamètre du conidiophore µ.	Combien de fois est ramifiée le conidiophore	Longueur des fourches µ.	Conidies						
							Longueur µ.	La plus fréquente longueur µ.	Largeur µ.	La plus fréquente largeur µ.	Longueur moyenne µ.	Largeur moyenne µ.	Rapport entre ces 2 valeurs
1. *Peronospora hiemalis* Gäum. ..... Sur: Ranunculus acris „ lanuginosus	2—7	250 -650	1/2—3/4	4 –9	4—8	20—40	12—30	21—25	9—26	16—20	23,07	17,16	1,29
2. *Peronospora alpicola* Gäum. ..... Sur: Ranunculus aconitifolius „ pyrenaicus „ Segueri	1 – ∞	200—600	1/3—1/2	6—11	4—6	20—50	22—42	30—33	16—34	22 –26	32,28	24,22	1,34
3. *Peronospora glacialis* (Blytt) Gäum..... Sur: Ranunculus glacialis	1—4	200—750	1/2	8—12	4– 8	20—60	24—43	30—35	12—37	18—22	33,84	20,32	1,67
4. *Peronospora Ranunculi* Gäum. ..... Sur: Ranunculus repens „ bulbosus „ alpestris „ flammula „ montanus „ pedatus „ polyanthemos „ sceleratus „ velutinus	1 -∞	200—800	1/3—3/4	4—9	3—7	15—45	12—32	24—28	9—29	19—24	26,09	21,49	1,21
5. *Peronospora Ranunculi sardoi* Săvul. et Rayss..... Sur: Ranunculus sardous	1—∞	180—520	2/5—3/5	6—9	4—6	12—42	15—30	21—24	10—24	17—20	22,5	17,6	1,28
6. *Peronospora Ranunculi Steveni* Săvul. et Rayss..... Sur: Ranunculus Steveni	1—∞	200 -330	2/3—4/5	6—8	4—6	9—45	14—27	18—24	14—22	16—20	20,4	18	1,13

40. **Peronospora arborescens** (Berk.) De Bary:

Sur *Papaver dubium* L.: Pietroasa (distr. Buzeu); Istrița (distr. Buzeu); Herăstrău (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca).

41. **Peronospora Corydalis** De Bary:

Sur *Corydalis solida* (L.) Sm.: București, dans les environs (distr. Ilfov).

42. **Peronospora Bulbocapni** Beck:

Forma *Corydalis Marschallianae* Săvul. et Rayss, nov. for.:

Dignoscitur a forma typica oosporis minoribus, 30—45 μ. diametro (non 55—56 μ.), membrana inaequaliter incrassata, saepe angulato producta.

Sur *Corydalis Marschalliana* Pall.: Cățelu (distr. Ilfov); Iași-Copou (distr. Iași) — Herb. Constantineanu.

Longueur du conidiophore: 240—390 μ.; son diamètre: 6—8 μ.; longueur des fourches: 6—24 μ.; conidies: 15—30 × 14—26 μ.; la grandeur des oospores: 30—45 μ. (dans les tiges).

Les dimensions des conidies sont plus petites que celles qu'indique Saccardo (Syll. VII, 263) d'après la diagnose de Beck et qui sont de 26—30 μ.; mais elles rentrent entièrement dans la moyenne des courbes de Gäumann (l. c., courbes 2, fig. 31—32). La dimension des oospores est aussi plus petite (Sacc.: oospores, 55—56 μ.) et correspond davantage à celles de *Peronospora Corydalis* De Bary (27—40 μ.); mais leur membrane est irrégulièrement sculptée. Probablement c'est une bonne espèce.

43. **Peronospora affinis** Rossm.:

Sur *Fumaria Vaillanti* Lois.: Mărculești (distr. Ialomița). Nos exemplaires de *Fumaria Vaillanti* Lois. attaqués restent petits, se ramifient beaucoup et ne fleurissent que très rarement. La même chose a été observée par Rostrup (Bot. Centralbl. XXVI, 191), pour la *Fumaria officinalis* L. attaquée par la même espèce de Peronospora.

Sur *Fumaria officinalis* L.: Constanța (distr. Constanța).

44. **Peronospora Niessleana** Berlese:

Sur *Alliaria officinalis* Andrz.: Nucet (distr. Dâmbovița): Pasărea (distr. Ilfov).

45. **Peronospora Alyssi calycini** Gäum.:

Sur *Alyssum calycinum* L.: Comana (distr. Vlașca).

46. **Peronospora Alyssi Arduini** Hruby, in Hedwigia LXIX, 34, p. 184 (1929), nomen nudum.

Sur *Alyssum Arduini* Fritsch: Vârciorova (distr. Mehedinți).

47. **Peronospora Berteroae** Gäum.:

Sur *Berteroa incana* (L.) DC.: Herăstrău (distr. Ilfov).

48. **Peronospora Camelinae** Gäum.:

Sur *Camelina sativa* (L.) Crantz: Istrița (distr. Buzeu); Inotești (distr. Prahova); Buftea (distr. Ilfov).

49. **Peronospora Brassicae** Gäum.:

Sur *Brassica nigra* (L.) Koch: Cartal-Hagiabdul (distr. Ismail); Constanța (distr. Constanța); Roșa (distr. Ilfov).

Sur *Brassica Napus* L.: partout dans le pays.

50. **Peronospora parasitica** (Pers.) Fries:

Sur *Capsella Bursa pastoris* (L.) Moench: Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița); Vârciorova (distr. Mehedinți); Orșova (distr. Severin); București (distr. Ilfov); Herăstrău (distr. Ilfov); Pasărea (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca); Agigea (distr. Constanța).

51. **Peronospora Cardamines laciniatae** Gäum.:

Sur *Cardamine bulbifera* (L.) Crantz: Pasărea (distr. Ilfov).

52. **Peronospora Dentariae** Rabenh.:

Sur *Cardamine Impatiens* L.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava" (distr. Prahova).

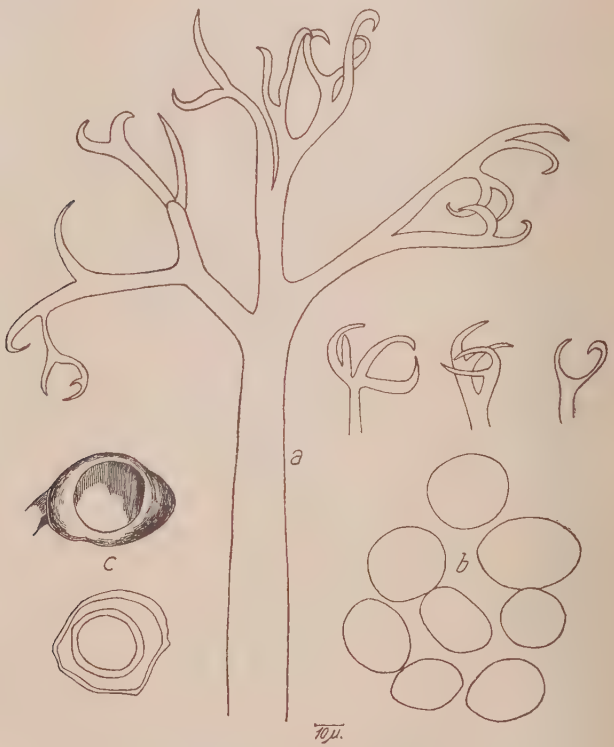


Fig. 7. *Peronospora Dentariae macrophyllae* Gäum.
a Conidiophores. *b* Conidies. *c* Oospore.

53. **Peronospora Dentariae macrophyllae** Gäum.:

Sur *Cardamine enneaphylla* R. Br.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava" (distr. Prahova).

Longueur du conidiophore: 240—350 µ., son diamètre: 10—21 µ., le tronc non ramifié du conidiophore est de $^1/_2$—$^3/_4$ de sa longueur; les conidies: 16—28 (plus fréquemment 19—25 µ.) $\leqslant$ 12—24 (plus fréquemment 15—19 µ.). Longueur moyenne: 22 µ., largeur moyenne: 18,3 µ.

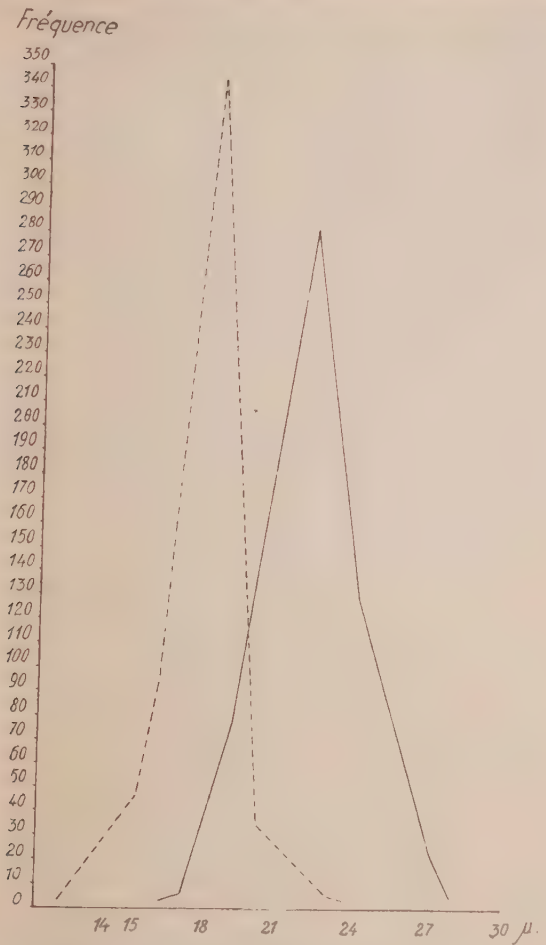


Fig. 8. ***Peronospora Dentariae macrophyllae*** **Gäum.**
Courbe de variation de la longueur (ligne entière) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

Les oospores sont nombreuses dans les feuilles — lisses, globuleuses, 20—24 μ. de diamètre, enfermées dans la tunique persistante de l'oogone et ayant ensemble avec la tunique les dimensions de 27—30 ⩽ 30—45 μ. Le conidiophore devient quelquefois très large (jusqu'à 21 μ. de diamètre) et prend alors la couleur brunâtre, en se plissant par places. Les ramifications sont allongées et longuement courbées, sinueuses (type de *Lunaria rediviva*, des. Gäumann, Über die Formen der Peronospora parasitica (Pers.) Fr. 1918, p. 458). Gäumann n'a pas vu les oospores à cette espèce. Notre Peronospora se rapproche par tous ses caractères et par ses dimensions de *Peronospora Dentariae macrophyllae* Gäum., mais cette dernière est indiquée seulement sur *Dentaria macrophylla* Bge. de Japon.

L'identité de cette Peronospora croissant sur deux espèces ainsi éloignées par leur aire géographique nous paraît douteuse, mais comme les caractères et les dimensions correspondent d'une façon parfaite, nous rangeons provisoirement nos exemplaires dans l'espèce de Gäumann.

54. **Peronospora Chorisporae** Gäum.:

Sur *Chorispora tenella* DC.: Pietroasa (distr. Buzeu).

55. **Peronospora Erophilae** Gäum.:

Sur *Erophila verna* (L.) E. Mey.: Ştirbey-Vodă (distr. Ilfov).

56. **Peronospora Lunariae** Gäum.:

Sur *Lunaria annua* L.: Vârciorova (distr. Mehedinţi).

57. **Peronospora Erysimi** Gäum.:

Sur *Erysimum repandum* L.: Istriţa (distr. Buzeu).

58. **Peronospora Lepidii sativi** Gäum.:

Sur *Cardaria Draba* (L.) Desf.: Balota (distr. Mehedinţi); Pasărea (distr. Ilfov); Căţelu (distr. Ilfov); Herăstrău (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlaşca).

Sur *Lepidium campestre* (L.) R. Br.: Mănăstirea Dealului (distr. Dâmboviţa).

59. **Peronospora Matthiolae** Gäum.:

Sur *Matthiola incana* R. Br.: Bucureşti (distr. Ilfov).

60. **Peronospora Sisymbrii officinalis** Gäum.:

Sur *Sisymbrium officinale* L.: Ada-Kaleh (distr. Mehedinţi).

Sur *Sisymbrium Sinapistrum* Crantz: Orşova (distr. Severin).

61. **Peronospora Sisymbrii Sophiae** Gäum.:

Sur *Sisymbrium Sophia* L.: Comana (distr. Vlaşca).

62. **Peronospora Arabidis hirsutae** Gäum.:

Sur *Arabis hirsuta* (L.) Scop.: Tismana (distr. Gorj).

63. **Peronospora Thlaspeos arvensis** Gäum.:

Sur *Thlaspi arvense* L.: Pasărea (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlaşca).

64. **Peronospora Thlaspeos perfoliati** Gäum.:

Sur *Thlaspi perfoliatum* L.: Mănăstirea Dealului (distr. Dâmboviţa): Ţigăneşti (distr. Ilfov); Ştirbey-Vodă (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlaşca).

65. **Peronospora conglomerata** Fuckel:

Sur *Geranium phaeum* L.: Ocnele-Mari (distr. Vâlcea); Râmnicu-Vâlcea (distr. Vâlcea).

Sur *Geranium pusillum* L.: Cernica (distr. Ilfov); Pasărea (distr. Ilfov); Ştirbey-Vodă (distr. Ilfov).

66. **Peronospora tribulina** Pass.:

Sur *Tribulus terrestris* L.: Constanţa (distr. Constanţa) — Herb. Constantineanu; Călăraşi (distr. Ialomiţa).

67. **Peronospora aestivalis** Sydow:

Sur *Medicago sativa* L.: Periş (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlaşca).

Sur *Medicago lupulina* L.: Băneasa (distr. Ilfov); Lainici (distr. Gorj).

Sur *Medicago minima* (L.) Bartal.: Istriţa (distr. Buzeu); Comana (distr. Vlaşca); Murfatlar (distr. Constanţa).

Forma *Medicaginis falcatae* (Thuemen) Săvul. et Rayss.

Syn.: *Peronospora trifoliorum* De By. f. *Medicaginis falcatae* Thuemen, F. austr. 110 et Herb. Myc. oec. 19.

Dignoscitur a forma typica conidiis minoribus, 13—28 μ., fere 16—24 μ. longis, 12—23, fere 14—20 μ. latis. Longitudine media: 20,13 μ., latitudine media: 17,5 μ.

Sur *Medicago falcata* (L.) Döll.: Vârciorova (distr. Mehedinți).

68. **Peronospora Trifolii minoris** Gäum.:

Sur *Trifolium procumbens* L.: Turtucaia (distr. Durostor).

69. **Peronospora Mayorii** Gäum.:

Sur *Vicia angustifolia* L. var. *segetalis* (Thuill) Koch: Pucheni (distr. Prahova); București-Băneasa (distr. Ilfov).

70. **Peronospora Viciae** (Berk.) Gäum.:

Sur *Vicia grandiflora* L.: Herăstrău (distr. Ilfov).

Sur *Vicia hirsuta* (L.) Koch: Pasărea (distr. Ilfov).

71. **Peronospora Viciae sativae** Gäum.:

Sur *Vicia sativa* L.: Ada-Kaleh (distr. Mehedinți); Vârciorova (distr. Mehedinți); Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița); Comana (distr. Vlașca).

Sur *Vicia villosa* Roth: Ploești (distr. Prahova).

Fig. 9. *Peronospora Lathyri aphacae* Săvul. et Rayss.
a Conidiophores. *b* Conidies. *c* Oospore.

72. **Peronospora Lathyri aphacae** Săvul. et Rayss, nov. sp.:

Caespitulis brunneis mollissimis, tergum foliorum nonnulla parte subtegentibus. Conidiophoris singulis vel plurimis e stomatibus exeuntibus,

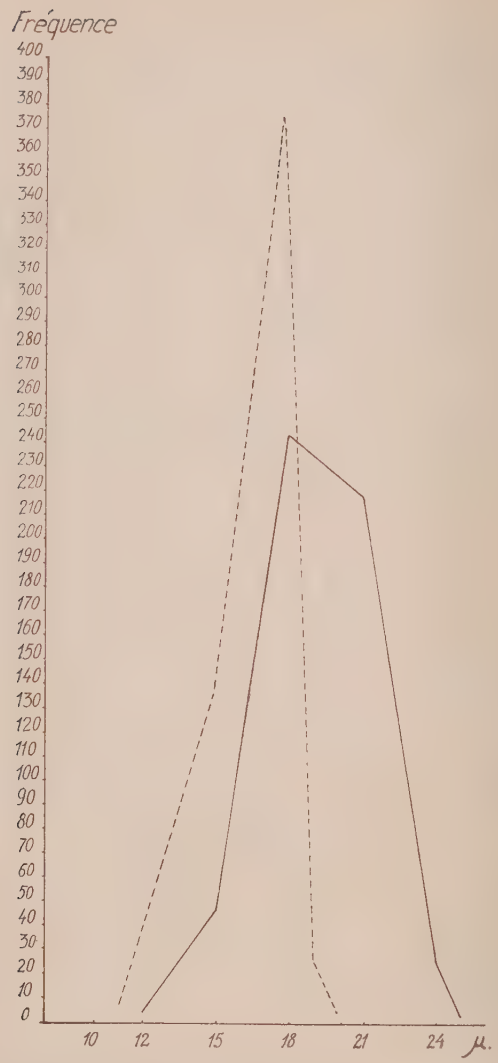


Fig. 10. *Peronospora Lathyri aphacae* Săvul. et Rayss.
Courbe de variation de la longueur (ligne entière) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

270—550 μ. altis, trunco $^{2}/_{3}$—$^{5}/_{6}$ totius altitudinis efficienti, 6—8 μ crasso; ramis 5—8-ies dichotome ramosis, leviter curvatis, furcis terminalibus 12—33 μ. longis, rectangulis, leviter curvatis vel rectis. Conidiis leviter brunneis vel hyalinis, ellipsoideis, 12—25, fere 16—21 μ. longis, 11—20, fere 13—17 μ. latis. Longitudine media: 18,5 μ.; latitudine media: 15,5 μ. Oosporis creberrimis, 25—30 μ. diam., episporio flavo, reticulato.

Habitat in foliis vivis *Lathyri aphacae* L.

Turtucaia (distr. Durostor).

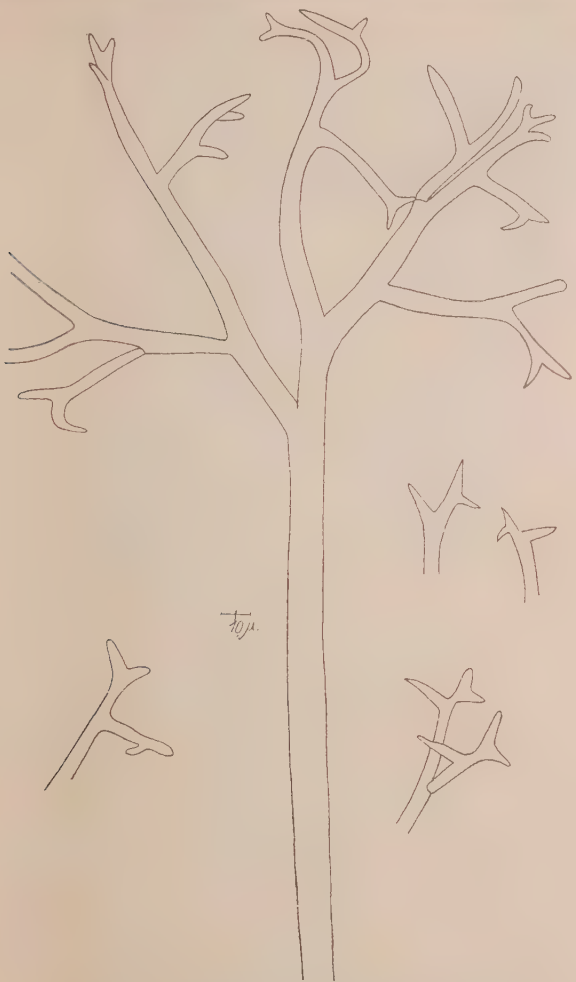


Fig. 11. *Peronospora Galegae* Săvul. et Rayss.
Conidiophores.

73. **Peronospora Galegae** Săvul. et Rayss, nov. sp.:

Caespitulis mollibus, griseo-violaceis, totum tergum foliorum subtegentibus. Conidiophoris singulis vel plurimis e stomatibus exeuntibus, 270—450 µ. altis, trunco $^2/_3$—$^3/_4$ totius altitudinis efficienti, 6—10 µ crasso; ramis 3—8-ies dichotome ramosis, valde curvatis. Furcis terminalibus 6—15 µ. longis, rectangulis vel etiam obtusangulis, valde curvatis. Conidiis leviter brunneis, ellipsoideis, 14—31, fere 21—24 µ. longis, 14—27, fere 18—21 µ, latis. Longitudine media 21,8 µ., latitudine media 20,5 µ. Oosporis creberrimis in petiolis foliorum, 28—38 µ. diam., episporio leviter flavo, rugoso.

Habitat in foliis vivis *Galegae officinalis* L.

Nucet (distr. Dâmboviţa).

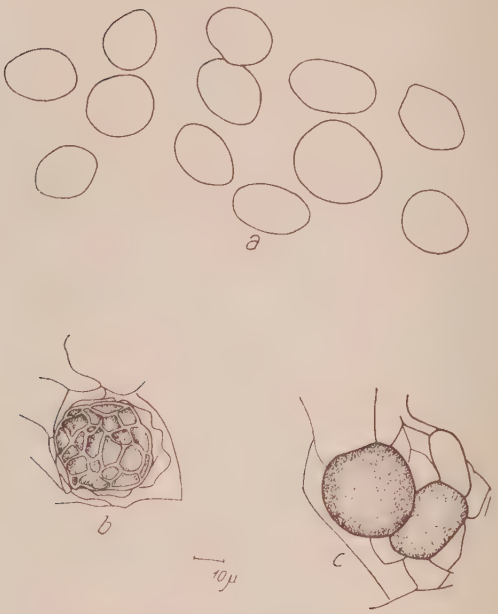


Fig. 12. *Peronospora Galegae* Săvul. et Rayss.
a Conidies. *b* Oospore. *c* Oogone et anthéridie.

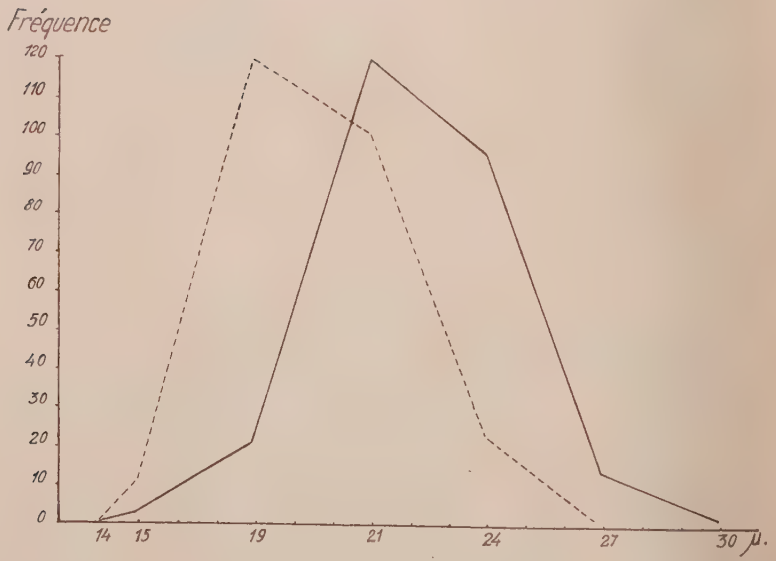


Fig. 13. *Peronospora Galegae* Săvul. et Rayss.
Courbe de variation de la longueur (ligne entière) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

74. **Peronospora Chrysosplenii** Fuckel:

Sur *Chrysosplenium alternifolium* L.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava" (distr. Prahova).

75. **Peronospora Gei** Sydow:

Sur *Geum rivale* L.: Predeal, dans la vallée „Râșnoava" (distr. Prahova).

Sur *Geum urbanum* L.: Crocmaz-Olănești (distr. Cetatea-Albă); București (distr. Ilfov).

76. **Peronospora Sanguisorbae** Gäum.:

Sur *Sanguisorba officinalis* L.: București (distr. Ilfov).

77. **Peronospora Androsaces** Niessl:

Sur *Androsace elongata* L.: Herăstrău (distr. Ilfov).

78. **Peronospora Lithospermi** Gäum.:

Sur *Lithospermum arvense* L.: Herăstrău (distr. Ilfov); Pasărea (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca).

79. **Peronospora Myosotidis** De Bary:

Sur *Myosotis sparsiflora* Mikan: Sinaia (distr. Prahova); Pasărea (distr. Ilfov).

80. **Peronospora Lamii** A. Br.:

Sur *Lamium amplexicaule* L.: Stirbey-Vodă (distr. Ilfov); Herăstrău (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca).

Sur *Lamium purpureum* L.: Herăstrău (distr. Ilfov); Comana (distr. Vlașca).

81. **Peronospora Hyoscyami** De Bary:

Sur *Hyoscyamus niger* L.: Crocmaz (distr. Cetatea-Albă).

82. **Peronospora Verbasci** Gäum.:

Sur *Verbascum Thapsus* L.: Turtucaia (distr. Durostor).

Sur *Verbascum* sp.: Comana (distr. Vlașca).

83. **Peronospora verna** Gäum.:

Sur *Veronica arvensis* L.: Herăstrău (distr. Ilfov).

Sur *Veronica serpyllifolia* L.: Predeal (distr. Prahova).

Sur *Veronica Teucrium* L.: Lainici (distr. Gorj).

84. **Peronospora arvensis** Gäum.:

Sur *Veronica hederifolia* L.: Herăstrău (distr. Ilfov).

85. **Peronospora grisea** Unger:

Sur *Veronica Beccabunga* L.: Predeal, la vallée „Râșnoava" (distr. Prahova).

86. **Peronospora Melampyri cristati** Săvul. et Rayss, nov. sp.:

Caespitulis densis, griseo-brunneis, mollibus, totum tergum foliorum tegentibus. Conidiophoris singulis vel plurimis e stomatibus exeuntibus, 390—550 μ. altis, 3—7-ies dichotome ramosis, trunco $^1/_3$—$^1/_4$ totius alti-

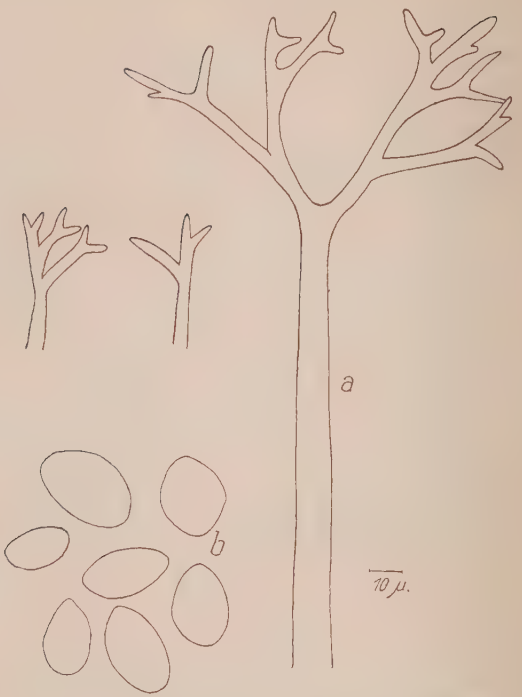


Fig. 14. *Peronospora Melampyri cristati* Săvul. et Rayss.
a Conidiophores. *b* Conidies.

tudinis efficienti, 8—9 μ. crasso; ramis rectis vel leviter curvatis, furcis terminalibus rectangulis, leviter curvatis vel rectis; conidiis leviter brunneis, ellipsoideis, 18—34 μ., fere 24—30 μ. longis, 12—23 μ., fere 16—21 μ. latis. Longitudine media: 26 μ.; latitudine media: 18,5 μ. Oosporis ignotis.

Habitat in foliis vivis *Melampyri cristati* L.

Mănăstirea Dealului (distr. Dâmbovița).

87. **Peronospora Erythraeae** (Kühn) Gäum.:

Sur *Erythraea centaurium* Pers.: Colibași (distr. Gorj).

88. **Peronospora calotheca** De Bary:

Sur *Asperula odorata* L.: Țețina (distr. Cernăuți); Predeal, la vallée „Râșnoava" (distr. Prahova); Sinaia (distr. Prahova).

89. **Peronospora Aparines** (De Bary) Gäum.:

Sur *Galium Aparine* L.: Comana (distr. Vlașca).

90. **Peronospora Sherardiae** Fuckel:

Sur *Sherardia arvensis* L.: Orșova (distr. Severin).

91. **Peronospora Dipsaci** (Nees v. Es.) Tul.:

Sur *Dipsacus silvestris* Mill.: Băneasa (distr. Ilfov) — Herb. Constantineanu; Slănic (distr. Muscel).

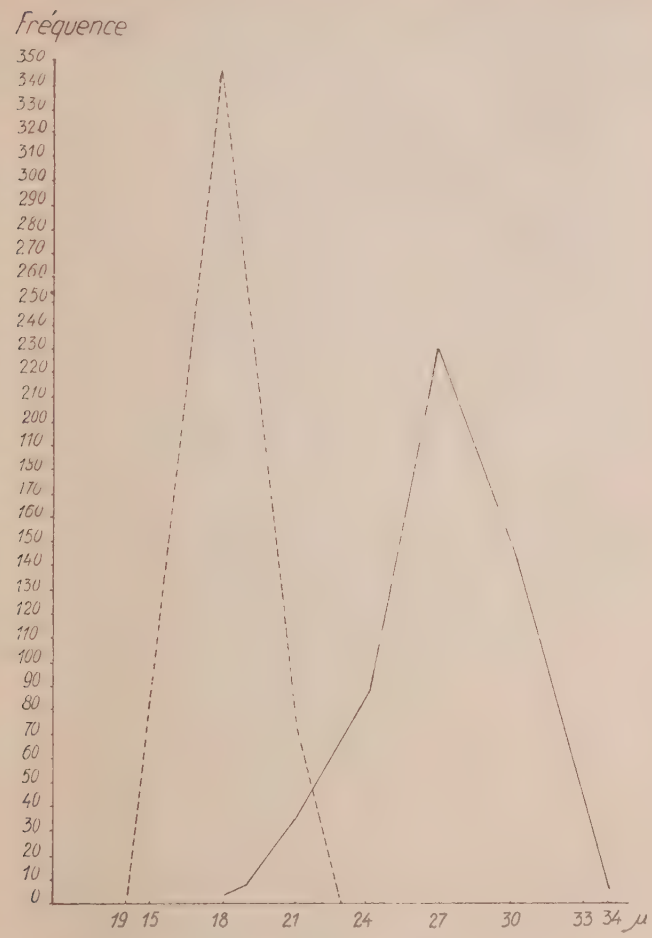


Fig. 15. ***Peronospora Melampyri cristati*** Săvul. et Rayss.
Courbe de variation de la longueur (ligne entiere) et de la largeur (ligne pointillée) de 500 conidies.

92. **Peronospora Valerianae** Trail.:

Sur *Valeriana officinalis* L.: Poiana Țapului (distr. Prahova).

93. **Peronospora alta** Fuckel:

Sur *Plantago major* L.: Orșova (distr. Severin); Craiova (distr. Dolj); Vârciorova (distr. Mehedinți); Sinaia (distr. Prahova); Gura Putnei (distr. Putna); Tismana (distr. Gorj).

94. **Peronospora sulfurea** Gäum.:

Sur *Artemisia vulgaris* L.: Crocmaz (distr. Cetatea-Albă).

Sur *Artemisia Absinthium* L.: Turtucaia (distr. Durostor).

95. **Peronospora leptosperma** (De Bary) Gäum.:

Sur *Matricaria Chamomilla* L.: Orşova (distr. Severin); Vârciorova (distr. Severin); Vârciorova (distr. Mehedinţi); Comana (distr. Vlaşca); Titu (distr. Dâmboviţa).

96. **Peronospora Schleideni** Unger:

Sur *Allium Cepa* L.: Bucureşti (distr. Ilfov); Constanţa (distr. Constanţa). Fréquente dans les cultures.

97. **Bremia Lactucae** Regel:

Sur *Lactuca sativa* L.: Cernăuţi (distr. Cernăuţi); Bucureşti (distr. Ilfov); Nucet (distr. Dâmboviţa).

Sur *Lactuca Scariola* L.: Băneasa (distr. Ilfov).

Sur *Lapsana communis* L.: Hotin (distr. Hotin); Cheile Olteţului (distr. Gorj); Bumbeşti (distr. Gorj).

Sur *Lappa major* Gärtner: Orşova (distr. Severin).

Sur *Tragopogon major* Jacq.: Căţelu (distr. Ilfov).

Sur *Carduus acanthoides* L.: Murfatlar (distr. Constanţa).

98. **Bremia Sonchi** K. Sawada:

Sur *Sonchus palustris* L.: Vârciorova (distr. Mehedinţi).

Sur *Sonchus oleraceus* L.: Cernăuţi).

Sur *Sonchus sp.*: Curtea de Argeş (distr. Argeş). Herb. Constantineanu.

Institut des recherches agronomiques de Roumanie.
Section de Phytopathologie.

Zur Kenntnis der Kleinarten von Uromyces Scillarum.

Von Trude Gräflinger.

(Aus dem Botanischen Institut der Universität Bern.)

W. Schneider hat in seiner Arbeit „Zur Biologie einiger Liliaceen-bewohnenden Uredineen“[1]) sowohl auf Grund biologischer als auch morphologischer Untersuchungen verschiedene Kleinarten des *Uromyces Scillarum* unterschieden. Von dem Pilz auf *Muscari racemosum* ausgehend, führte er Infektionsversuche auf mehreren *Muscari*-, *Hyacinthus*- und *Scilla*-Arten durch, bei denen nur auf *Muscari racemosum* ein positives Resultat erzielt werden konnte. Daraus folgt, daß innerhalb des *Uromyces Scillarum* je nach den Wirtspflanzen verschiedene Kleinarten unterschieden werden müssen, was sich dann auch durch Messungen bestätigt hat.

Es war nun wünschenswert, diese Befunde noch durch die Ausrechnung der Mittelwerte und der Standardabweichungen zu vervollständigen. Ich habe dies an Materialien aus dem Herbar des Botanischen Instituts in Bern durchgeführt. Es waren das:

1. *Uromyces Scillarum* auf *Muscari racemosum*. Standort: Rebberge am nordwestlichen Ufer des Bieler Sees zwischen Twann und Tüscherz, 21. IV. 1895.
2. *Uromyces Scillarum* auf *Muscari neglectum*. Topcides pr. Belgrad (Sydow, Uredineen no. 2257).
3. *Uromyces Scillarum* auf *Muscari comosum*. Dalmatien auf der Insel Arbe, 4. V. 1912 (O. Jaap, Fungi selecti exsiccati no. 572).
4. *Uromyces Scillarum* auf *Scilla bifolia*. Iller Auen oberhalb Neu-Ulm, 27. IV. 1923.
5. *Uromyces Scillarum* auf *Hyacinthus ciliatus*. Nowortscherkask, Rußland, 8. V. 1912 (Sydow, Uredineen no. 2606).

Die Zahlen für die Mittelwerte, Standardabweichungen und typischen Werte für Sporenlänge und Sporendurchmesser sowie die Quotienten von Länge und Durchmesser der Sporen sind in den folgenden Tabellen zusammengestellt. Dabei bedeutet n die Anzahl der Messungen, M den Mittelwert in μ, σ die Standardabweichung, Q den Quotienten aus Länge und Durchmesser:

[1]) Centralblatt f. Bakteriologie usw. 2. Abt., Bd. 72, 1927, p. 246–265.

Tabelle 1: Sporenlängen.

Pilz	Wirt	n	M µ	σ µ	Typische Werte µ
Uromyces Scillarum . . .	*Muscari racemosum*	499	23,7	2,7	21—26,4
„ „ . . .	*Muscari neglectum*	500	22,2	2,7	19,5—24,9
„ „ . . .	*Muscari comosum*	506	24,6	2,7	21,9—27,3
„ „ . . .	*Scilla bifolia*	499	24.9	3	21,9—27,9
„ „ . . .	*Hyacinthus ciliatus*	517	22,2	2,4	19,8—24,6

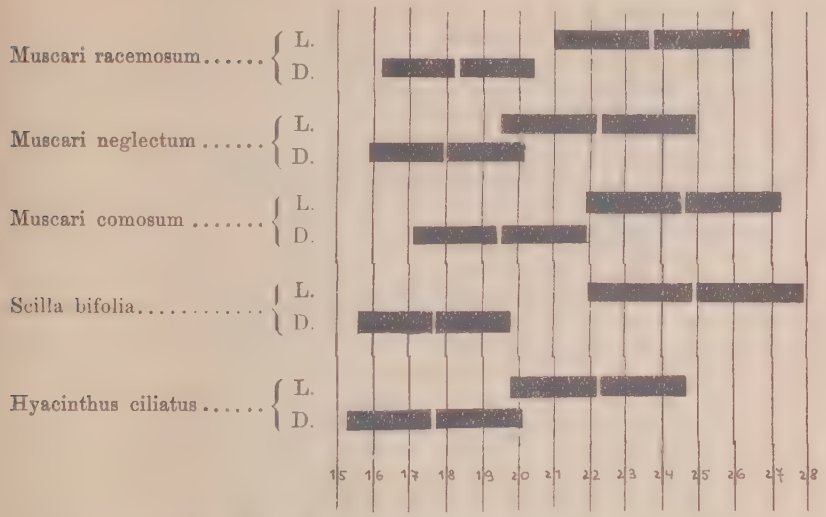
Tabelle 2: Sporendurchmesser.

Pilz	Wirt	n	M µ	σ µ	Typische Werte µ
Uromyces Scillarum . . .	*Muscari racemosum*	499	18,3	2,1	16,2—20,4
„ „ . . .	*Muscari neglectum*	500	18	2,1	15,9—20,1
„ „ . . .	*Muscari comosum*	506	19,5	2,4	17,1—21,9
„ „ . . .	*Scilla bifolia*	499	17,7	2,1	15,6—19,8
„ „ . . .	*Hyacinthus ciliatus*	517	17,7	2,4	15,3—20,1

Tabelle 3: Quotienten aus Sporenlänge und -durchmesser.

Wirt	Q
Muscari racemosum	1,29
Muscari neglectum	1,23
Muscari comosum	1,26
Scilla bifolia	1,40
Hyacinthus ciliatus	1,25

In der folgenden graphischen Darstellung bedeuten die horizontalen Bänder die Weite der Standardabweichung für die Sporenlängen (L) und die Sporendurchmesser (D) in µ. Die Mittelwerte sind durch einen Unterbruch der Bänder bezeichnet.


Muscari racemosum..... L. D.
Muscari neglectum..... L. D.
Muscari comosum..... L. D.
Scilla bifolia..... L. D.
Hyacinthus ciliatus..... L. D.
15 16 17 18 19 20 21 22 23 24 25 26 27 28

Vergleicht man nun die hier zusammengestellten Zahlen mit den von W. Schneider mitgeteilten, so schwanken sie natürlich innerhalb engerer Grenzen als diese, weil bei den unsrigen nur die typischen Werte angegeben sind. Im Endresultat ergibt sich aber das Nämliche wie dort: die *Uromyces Scillarum* auf verschiedenen Wirten stellen eine fast gleitende Reihe dar. Ihr eines Extrem wird durch die Form auf *Scilla bifolia* mit den schlanksten Sporen, das andere durch die Formen auf *Muscari neglectum* und *Hyacinthus ciliatus* mit den am meisten gerundeten Sporen gebildet.

A new species of Plenodomus.

By John Dearness and G. B. Sanford.

In the spring of 1926 the junior author began a study to determine if a pycnidia producing fungus, commonly associated with necrotic brown lesions on the roots of *Melilotus*, *Medicago* and *Trifolium* in Alberta and Saskatchewan, caused this necrosis. The study has now been completed with positive results and the findings (1), which were discussed at the December, 1929, meeting of the Canadian Phytopathological Society at Ottawa, will be given in a more complete account now nearly ready for publication.

The authors collaborated in studying the taxonomy of the fungus and in writing the following description. In a conspectus of the species now referred to the genus *Plenodomus* Preuss (2), this would seem to stand next *P. destruens* Harter (3), from which, however, in details of both natural and artificial growth it is sufficiently distinct to warrant naming and description.

Plenodomus Meliloti Dearness & Sanford n. sp.

Pycnidia black, irregularly hemispheric to subglobose, sometimes with a foot-like base, single and separate or so thickly distributed as to seem caespitose and even confluent, 0,5—2 mm. in longest diameter parallel to the surface of the matrix, 0,3—1,25 mm. in depth, innate, becoming erumpent, finally nearly superficial, or occasionally present deep within the rotted host tissue; plectenchyma not excepting the ectoderm homogeneous, interior cells hexagonal, cavity 9 μ in diameter, wall at first 1—1,25 μ thick, gradually thickening with age so that the cavity of the ectal-layer cells is nearly obliterated; sporiferous tissue develops at one or more scattered points about 75—100 μ from the outer surface producing spore-filled locules tending to become confluent and discharging their spores by one to several short or long beaked ostioles up to 200 μ in length; spores hyaline, broadly elliptic, biguttulate, range of 100 measurements 4,2—6,3 μ ⩽ 2,1—3,5 μ, average 5,25 ⩽ 2,87 μ; conidiophores very short, hyaline, hardly differentiated from the hymenial layer. In culture on potato dextrose growth took place at as low a temperature as 0° C, optimum growth at 15° C; mycelium ashen to darker gray in color, producing, sometimes buried, but mostly superficial pycnidia in abundance on a wide range of culture media.

Parasitic on living roots of *Melilotus*, *Medicago*, and *Trifolium* and, what seems the same, on dead roots of *Axyris*, *Chenopodium* and *Amaranthus*.

Type on *Melilotus alba* Desv., Saskatoon, Sask.; May 1926. Coll. G. B. Sanford, no. 10. (D. 6936.)

Plenodomus Meliloti Dearness et Sanford sp. nov. — Pycnidiis nigris inaequaliter semiglobosis, singulis et separatis aut caespitosis et etiam confluentibus; 0,5–2 mm. in longissima linea media parallela superficei matricis, innatis aut superficialibus nonnunquam pediformibus basi; plectenchyma et intus et ectodermide eiusdem generis, mediis cullulis hexagonalibus, parietibus ad externam partem densatis; ectalibus cellulis fuscis, cavo prope obliterato; una aut pluribus ostiolis unicunque ad 200 μ longis; sporulis hyalinis, late ellipsoideis, biguttulatis, plus minusve 5,25 ⩽ 2,87 μ; conidiophoris brevissimis et hyalinis. Necrosem efficiens in radicibus Meliloti, Medicaginis et Trifolii.

(1) Sanford, G. B. A Root Rot of Sweet Clover and Related Crops, caused by *Plenodomus Meliloti* Dearness and Sanford, new species. Proc. Can. Phytopath. Soc. Ottawa; December, 1929.

(2) Diedicke, H. Die Gattung Plenodomus Preuss. Annal. Mycol. 9: 137, 1911.

(3) Harter, L. L. The Foot Rot of Sweet Potato. Jour. Agr. Res. 1: 251, 1913.

Neue Literatur.

Allen, R. F. Nuclear phenomena in Puccinia triticina physiologic form XI. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1271—1278.)

Allen, R. F. A cytological study of heterothallism in Puccinia graminis. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 585—614, 17 tab.)

Apinis, A. Untersuchungen der in Lettland gefundenen Saprolegniaceen nebst einigen Bemerkungen über einige andere Wasserpilze. (Acta Horti Bot. Univ. Latviensis IV, 1929, p. 201—246, 2 fig., 4 tab.)

Arnaud, G. et Barthelet, L. Le mildiou des poires en France (Phytophthora sp.) (Rev. Pathol. Végét. XVI, 1930, p. 303—308, 2 fig.)

Arthur, J. C. Basis for a natural classification of the Uredinales. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1718—1724.)

Ashford, B. K. and Ciferri, R. A new variety of Acrothecium obovatum. (Mycologia XXII, 1930, p. 180—185, 2 fig.)

Bauch, R. Über multipolare Sexualität bei Ustilago longissima. (Arch. f. Protistenkunde LXX, 1930, p. 417—466, 2 fig., 1 tab.)

Beeli, M. Contributions à l'étude de la flore mycologique du Congo. Fungi Goossensiani VII. (Bull. Soc. R. Bot. Belgique LXII, 1929, p. 56—66, 1 tab.)

Beeli, M. Notes mycologiques. Champignons nouveaux pour la flore belge. (Bull. Soc. R. Bot. Belgique sér. 2, LXII, 1930, p. 127—132, 1 tab.)

Benedek, T. Ist das Cephalosporium asteroides griseum grützii (Grütz, 1925), Benedek, emend. 1927, mit dem Cephalosporium acremonium Corda 1839 identisch? (Dermatol. Wochenschr. LXXXVIII, 1929, p. 892—897, 7 fig.)

Bennet, F. T. Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. on British cereals (Ann. appl. Biol. XI, 1930, p. 43—58, 2 fig.)

Bensaude, M. L'Helminthosporium tetramera Mc K. sur blé à Angola. (Compt. Rend. Soc. Biol. CIII, 1930, p. 1265—1266.)

Benzoni, C. Contribuzione alla conoscenza dei funghi mangerecci e velenosi del Cantone Ticino. (Boll. Soc. Ticinese Sc. Nat. XXIV, 1929, p. 73—102.)

Berde, K. v. Das Verhalten von Fadenpilzkolonien unter der Wirkung des Lichtes. (Arch. f. Dermatol. CLVIII, 1929, p. 35—50, 8 fig.)

Blochwitz, A. Die Farbstoffe bei Aspergillaceen und Mucorineen (Vorl. Mitt.). (Centralbl. f. Bakt. II. Abt. LXXX, 1930, p. 201—202.)

Boedijn, K. B. Beitrag zur Kenntnis der Pilzflora von Sumatra. (Recueil des Trav. Bot. Néerland. XXVI, 1929, p. 396—439, 17 fig.)

Boedijn, K. B. Die Gattung Glaziella Berkeley. (Bull. Jard. Bot. Buitenzorg Sér. III, XI, 1930, p. 57—66, 7 fig.)

Boedijn, K. B. and Steinmann, A. On the species of Helicobasidium and Septobasidium occurring on tea and other cultivated plants in the Dutch East Indies. (Archief voor de Theecultuur in Nederl. Indie no. 1, 1930, p. 1—59, tab. I—XXIX.) — Holländisch und englisch.

Borzone, R. A. Un caso de blastomicosis en Santa Fé y ensayo de revisión de las blastomicosis americanas. (Anal. Soc. Cient. Santa Fé I, 1929, p. 58—62.)

Bose, S. R. Biology of wood-rotting fungi common in forest areas. (Linnean Soc. Journal Bot. XLVIII, 1930, p. 417—438, 1 fig., tab. 22—25.)

Bothe, Fr. Der leuchtende Ölbaumpilz, Clitocybe olearia DC. auf künstlichen Nährböden. (Zeitschr f. Pilzkunde XIV, 1930, p. 81—84, tab. 6.)

Brierley, W. B. Variation in fungi and bacteria. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1629—1654.)

Briggs, F. N. Inheritance of the second factor for resistance to bunt, Tilletia tritici, in Hussar wheat. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 225—232, 2 fig.)

Briggs, F. N. Inheritance of resistance to bunt, Tilletia tritici, in white Odessa wheat. (l. c., p. 353—359, 1 tab.)

Buchwald, N. F. Oversigt over de hidtil kendte danske Sclerodermaarter. (Medd. fr. Foren. til Svampekundsk. Fremme 1929, p. 29—33, 4 fig.)

Buddin, W. and Wakefield, E. M. Studies on Rhizoctonia Crocorum (Pers.) DC. and Helicobasidium purpureum (Tul.) Pat. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1673—1675.)

Buller, A. H. R. Some observations on the spore discharge of the higher fungi. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1627—1628.)

Bunting, R. H. Fungi occurring in cacao beans. (Gold Coast Dept. Agric. Year Book (1928), 1929, no. 16, p. 44—57, 6 tab.)

Burt, Ed. A. Classification of species of Corticium by the tissues of the fructification. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1598—1602.)

Butler, E. J. The delimitation of species of fungi on physiological grounds. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1590—1597.)

Castle, E. S. The light-sensitive system as the basis of the photic responses of Phycomyces. (Proceed. Nat. Acad. Sc. XVI, 1930, p. 1—6, 2 fig.)

Castle, E. S. Phototropism and the light-sensitive system of Phycomyces. (Journ. Gen. Physiol. XIII, 1930, p. 421—435, 8 fig.)

Cayley, D. M. Some observations on Mycetozoa of the genus Didymium. (Transact. Brit. Myc. Soc. XIV, 1929, p. 227—248, 3 fig., tab. V—VI.)

Cejp, K. Preliminary results of ontogenetic and phyllogenetic studies of the genus Omphalia. (Preslia VIII, 1929, 3 pp.)

Chapman, A. Ch. A new species of Oidium. (Transact. Brit. Myc. Soc. XIV, 1929, p. 291—293, tab. VII.)

Child, M. Preliminary studies in the genus Daldinia. (Ann. Missouri Bot. Gard. XVI, 1929, p. 411—486, 4 fig., 3 tab.)

Christensen, J. J., Stakman, E. C. and Immer, F. R. Susceptibility of wheat varieties and hybrids to Fusarial head blight in Minnesota. (Univ. Minnesota Agric. Exper. Stat. Techn. Bull. no. 59, 1929, 24 pp., 2 fig.)

Chrzaszcz und Tinkow, D. Oxalsäure in Schimmelpilzkulturen. (Biochem. Zeitschr. CCXVIII, 1930, p. 73—85.)

Coccheri, P. Micosi pulmonare da Sterigmatocystis nigra Van Tieghem. (Atti dell' Istit. Bot. Univ. Pavia ser. IV, vol. I, (1929) 1930, p. 161—181, 8 fig.)

Cotner, F. B. The development of the zoospores in the Oomycetes at optimum temperatures and the cytology of their active stages. (Amer. Journ. of Bot. XVII, 1930, p. 511—546, tab. XXX—XXXII.)

Cotner, F. B. Cytological study of the zoospores of Blastocladia. (Botan. Gazette LXXXIX, 1930, p. 295—309, 10 fig.)

Coupin, H. Sur les conditions de formation des conidies et des périthèces chez l'Eurotium repens de Bary. (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CXC, 1930, p. 972—974.)

Cunningham, G. H. A defence of the morphological classification of fungi. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1713—1717.)

Davis, W. H. Two physiologic forms of Ustilago striaeformis (Westd.) Niessl. (Phytopathology XX, 1930, p. 65—74.)

Dippenaar, B. J. 'n bydrae tot ons kennis van die Suid-Afrikaanse geslagte en soorte van die Famielie Polystomellaceae Theiss. en Syd. (Annal. Uniwers. Van Stellenbosch VIII, Reeks A, Afl. 2, 1930, 39 pp.)

Dodge, B. O. Cytological evidence bearing on the sexuality and origin of life cycles in the Uredineae. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1757—1766.)

Dodge, B. O. Development of the asexual fructifications of Chaetomella raphigera and Pezizella Lythri. (Mycologia XXII, 1930, p. 169—174, tab. 20—21.)

Dodge, B. O. Material for demonstrating sexuality in the Ascomycetes. (Torreya XXX, 1930, p. 35—39, 3 fig., 1 tab.)

Drechsler, Ch. Leaf spot and foot rot of Kentucky bluegrass caused by Helminthosporium vagans. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 447—456, 5 fig.)

Drechsler, Ch. Repetitional diplanetism in the genus Phytophthora. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 557—573, 1 fig.)

Durrell, L. W. Smuts of Colorado grains. (Colorado Agric. Exper. Stat. Bull. no. 334, 1929, 24 pp., 10 fig.)

Ellis, E. H. Armillaria mellea in a mine-working. (Transact. Brit. Myc. Soc. XIV, 1929, p. 305—307.)

Entz, G. Über schnelles Wachstum und rasche Entwicklung eines Phycomycetenprotisten Oovorus copepodorum (n. gen. n. sp.). (Arch. f. Protistenkunde LXIX, 1930, p. 175—194, 1 tab.)

Eriksson, J. Sur l'hibernation du Puccinia Ribis DC. à l'état végétatif dans les bourgeons d'hiver de la plante hospitalière. (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CXC, 1930, p. 815—817.)

Faull, J. H. The morphology, biology, and phylogeny of the Pucciniastreae. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1735—1745.)

Ferdinandsen, C. og Winge, O. Mykologisk Ekskursionsflora. (Copenhagen 1928, 318 pp., ca. 500 fig.)

Ficke, C. H. and Johnston, C. O. Cultural characteristics of physiologic forms of Sphacelotheca Sorghi. (Phytopathology XX, 1930, p. 241—249, 2 fig.)

Fischer, Ed. Über einige Kleinarten von Gymnosporangium und ihre Einwirkung auf den Wirt. (Zeitschr. f. Botanik XXIII, 1930, p. 163—182, 2 fig.)

Fuchs, W. Eine neue Methode zur künstlichen Infektion der Gerste mit Helminthosporium gramineum Rbh. und ihre Anwendung zur Prüfung von Beiz- und Immunitätsfragen. (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 235—256.)

Gieske, A. Untersuchungen über das Verhalten von Winterweizen bei künstlicher Infektion mit Steinbrand (Tilletia tritici). (Zeitschr. f. Pflanzenzücht. XIV, 1929, p. 311—363, 1 fig.)

Grevel, F. K. Untersuchungen über das Vorhandensein biologischer Rassen des Flugbrandes des Weizens (Ustilago tritici). (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 209—234, 4 fig.)

Guilliermond. Sur la formation des zoosporanges et la germination des spores chez un Saprolegnia, en cultures sur milieux nutritifs additionnés de rouge neutre. (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CXC, 1930, p. 384—386.)

Guinea, E. Nuevos datos para la flora macromicetológica del Guadarrama. (Bol. R. Soc. Españ. Hist. Nat. XXIX, 1929, p. 413—418.)

Hahn, G. G. A physiological method of distinguishing Cronartium ribicola and C. occidentale in the uredinial stages. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 105—120, 3 fig.)

Haigh, J. C. Macrophomina Phaseoli (Maubl.) Ashby and Rhizoctonia bataticola (Taub.) Butler. (Ann. R. Bot. Gard. Peradeniya XI, 1930, p. 213—249, 4 fig., 7 tab.)

Harvey, J. V. A taxonomic and morphological study of some members of the Saprolegniaceae. (Journ. Elisha Mitchell Sc. Soc. XLV, 1930, p. 319—332, tab. 32—33.)

Hassebrauk, K. Über die Abhängigkeit der Rostinfektion von der Mineralernährung der Getreidepflanzen. (Angew. Botanik XII, 1930, p. 23—35.)

Heller, V. G., Caskey, Ch. and Penquite, R. The possible toxicity of grain-sorghum smuts. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 347—351, 3 fig.)

Hemmi, T., Hirayama, Sh. and Nojima, T. Studies on Fomes ulmarius causing the heartwood-rot of Cryptomeria japonica. (Bot. Mag. Tokyo XLIII, 1929, p. 657—675, 8 fig.)

Herrfurth, D. Sind Lepioten wirklich ohne jede allgemeine Hülle? Lepiota rhacodes Vitt. (Zeitschr. f. Pilzkunde XIV, 1930, p. 62—66.)

Hilitzer, A. Etude monographique sur les espèces de l'ordre Hysteriales, trouvées en Bohême, et sur les épiphyties qui en sont causées. (Travaux scient. édités par l'Académie Tchécoslovaque d'Agriculture 1929, no. 3, 162 pp., 5 tab.) — Tschechisch mit franz. Res.

Hiura, M. Studies on some downy mildews of agricultural plants. I. On Sclerospora graminicola (Sacc.) Schroet., the causal fungus of the downy mildew of Italian millet (the second prel. note). (Journ. Soc. Agric. Sc. Japan 1929, p. 245—253.) — Japanisch.

Hiura, M. Studies on some downy mildews of agricultural plants. II. Relation of meteorological conditions to the downy mildew of cucumber. (Res. Bull. Gihu Imp. Coll. Agric. no. 6, 1929, p. 1—54.) — Japanisch.

Hiura, M. On a new leaf-spot disease of the Japanese persimon caused by Mycosphaerella Nawae. (Res. Bull. Gihu Imp. Coll. Agric. 1929, no. 5, p. 1—34, 2 tab.) — Japanisch.

Hiura, M. Biologic forms of Albugo candida (Pers.) Kuntze on some cruciferous plants. (Japan. Journ. Bot. V, 1930, p. 1—20.)

Höhnel, F. Über einige Sphaerulina-Arten. (Mitteil. aus dem Botan. Institut der Techn. Hochschule in Wien VI, 1929, p. 1—7.)

Höhnel, F. Über Sphaeria palustris Fries. (l. c., p. 8—9.)

Höhnel, F. Über die Gattung Stigmella Léveillé. (l. c., p. 9—13.)

Höhnel, F. Über Heteropatella hendersonioides Fautr. et Lamb. (l. c., p. 14—15.)

Höhnel, F. Über Sphaeria ?cinereo-nebulosa Desm. (l. c., p. 16—17.)

Höhnel, F. Über zwei Sphaeropsis-Arten. (l. c., p. 17—18.)

Höhnel, F. Beiträge zur Kenntnis der Gattung Fusicoccum. 1. Mitteilung. (l. c., p. 19—25.)

Höhnel, F. Über Cheiropodium flagellatum Sydow. (l. c., p. 26—29.)

Höhnel, F. Über Excipula immersa Desmazières. (l. c., p. 30—32.)

Höhnel, F. Beiträge zur Kenntnis der Gattung Fusicoccum. 2. Mitteilung. (l. c., p. 33—40.)

Höhnel, F. Über Coryneum Vogelianum Sacc. (l. c., p. 40—41.)

Höhnel, F. Über Fusidium, Cylindrium, Polyscytalum und Hormiactina. (l. c., p. 42—44.)

Höhnel, F. Über Asteroma Mali Desm. und Ascospora Mali Fuckel. (l. c., p. 45—48.)

Höhnel, F. Über die Gattung Columnothyrium Bubák. (l. c., p. 48—50.)

Höhnel, F. Über Epochnium fungorum Fries. (l. c., p. 51—55.)

Höhnel, F. Über Fusoma Pfaffii Bubák. (l. c., p. 55—57.)

Höhnel, F. Über Sporidesmium myrianum Desm. (l. c., p. 58—59.)

Höhnel, F. Über Macrosporium heterosporum Desm. (l. c., p. 60—61.)

Höhnel, F. Über Hymenula rubella Fries. (l. c., p. 62—63.)

Höhnel, F. Über Hymenula Desmazierii Cast. (l. c., p. 64—65.)

Höhnel, F. Über Ramularia Vossiana Thümen. (l. c., p. 66—68.)

Höhnel, F. Über Sphaeria caprifoliorum Desmazières und Stysanus parasiticus Desm. (l. c., p. 68—71.)

Höhnel, F. Über Coniosporium densum Strasser. (l. c., p. 71—72.)

Höhnel, F. Über Phyllosticta rhamnicola Desmazières. (l. c., p. 73—74.)

Höhnel, F. Über die Gattung Toxosporium Vuillemin. (l. c., p. 75—77.)

Höhnel, F. Über die Gattung Gloeosporiella Cavara. (l. c., p. 78—79.)

Höhnel, F. Über Volutella Jaapii Bresadola. (l. c., p. 80.)

Höhnel, F. Über Sporocadus Fiedleri Rabenhorst. (l. c., p. 93—94.)

Höhnel, F. Über Asterina vagans Desmazières. (l. c., p. 94—96.)

Höhnel, F. Studien über Ascomyceten. 4. Mitteilung. (l. c., p. 97—104.)

Höhnel, F. Über Phoma lineolatum Desmazières. (l. c., p. 104—106.)

Höhnel, F. Über Steganopycnis Oncospermatis Sydow. (l. c., p. 106—109.)

Höhnel, F. Über Phacidium geographicum Kickx. (l. c., p. 109—110.)

Höhnel, F. Über die Stellung von Gibellina cerealis Pass. (l. c., p. 110—112.)

Höhnel, F. Über Sphaeria Smilacis Castagne. (l. c., p. 113—115.)

Höhnel, F. Über Phragmotrichum quercinum Hoffm. (l. c., p. 115.)

Höhnel, F. Über Phoma rhamnigena Fautrey. (l. c., p. 116—118.)

Höhnel, F. Über Hysterium conigenum Fries. (l. c., p. 118—120.)

Höhnel, F. Über Excipula melanophaea Kunze. (l. c., p. VII, 1930, p. 15—16.)

Höhnel, F. Über Pestalozzia compta. (l. c., p. 29—32.)

Hook, J. M. van. Some new species of fungi. (Proceed. Indiana Acad. Sc. XXXVIII, 1929, p. 131—132.)

Huber, H. Standorte seltener Pilze in der Umgebung Wiener-Neustadt's (Niederösterreich und Burgenland). (Zeitschr. f. Pilzkunde XIV, 1930, p. 98—104.)

Ito, S. Symbolae ad Mycologiam Japonicam. III. Corticium, Gloeocystidium, et Asterostroma. (Bot. Mag. Tokyo XLIII, 1929, p. 633—643.)

Jackson, H. S. Present evolutionary tendencies and the origin of life cycles in rusts. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1746—1750.)

Jancke, O. Die Anfälligkeit verschiedener Pflanzen gegenüber tierischen und pflanzlichen Schädlingen und die Wasserstoffionenkonzentration ihres Zellsaftes. (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 181—198.)

Jenkins, A. E. Sphaceloma Symphoricarpi. (Mycologia XXII, 1930, p. 106—110, tab. 14—15.)

Kattermann, G. Über Neutralsalzwirkungen bei Pilzen und Bakterien. Ein Beitrag zum phyletischen Ionenphänomen. (Bot. Arch. XXVIII, 1930, p. 73—176, 34 fig.)

Kauffman, C. H. Klebs' theory of the control of developmental processes in organisms, and its application to fungi. (Proceed. Intern. Congr. Plant. Sc. II 1929, p. 1603—1611.)

Kauffman, C. H. Mycological nomenclature. (l. c., p. 1669—1672.)

Kauffman, C. H. The fungous flora of the Siskiyou mountains in southern Oregon. (Papers Michigan Acad. Sc., Arts a. Lett. XI, (1929) 1930, p. 151—210, tab. XXIV—XXVII.)

Kern, F. D. and Ciferri, R. Fungi of Santo Domingo — III. Uredinales. (Mycologia XXII, 1930, p. 111—117.)

Klebahn, H. Research in the biology of Ascomycetes. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1725—1734.)

Klotz, L. J. Some microscopical studies on Penicillium decay of Citrus. (Phytopathology XX, 1930, p. 251—256, 2 fig.)

Kniep, H. Über den Generationswechsel von Allomyces. (Zeitschr. f. Bot. XXII, 1930, p. 433—441, 2 fig.)

Knorr, C. Untersuchungen über das Verhalten von Sommerweizen-Sorten und -Bastardierungen bei künstlicher Infektion mit Steinbrand (Tilletia tritici). (Zeitschr. f. Pflanzenzücht. XIV, 1929, p. 261—310.)

Köhler, E. Zur Kenntnis der vegetativen Anastomosen der Pilze. II. Mitt. Ein Beitrag zur Frage der spezifischen Pilzwirkungen. (Planta X, 1930, p. 495—522, 30 fig.)

Kotte, W. Beobachtungen über den Parasitismus von Rhizoctonia violacea Tul. auf der Kartoffel. (Ber. Deutsch. Bot. Ges. XLVIII, 1930, p. 43—51, 3 fig.)

Krzemieniewska, H. Ein Beitrag zur Biologie der Schleimpilze. (Acta Soc. Bot. Polon. VI, 1929, p. 86—92.)

Kusano, Sh. Resistance of Oenothera to the attack of Synchytrium fulgens. (Journ. Coll. Agric. Imp. Univ. Tokyo X, 1929, p. 313—327, 2 fig., 1 tab.)

Kusano, S. The life-history and physiology of Synchytrium fulgens Schroet., with special reference to its sexuality. (Japan. Journ. Bot. V, 1930, p. 35—132, 19 fig.)

Kusano, S. Cytology of Synchytrium fulgens Schroet. (Journ. Coll. Agric. Imp. Univ. Tokyo X, 1930, p. 347—388, 4 fig., 3 tab.)

Labrousse, F. et Philippon, S. Phénomenes d'oxydo-réduction observés au cours du développement de quelques champignons. (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CXC, 1930, p. 403—404.)

Lambert, Ed. B. Studies in the relation of temperature to the growth, parasitism, thermal death points, and control of Mycogone perniciosa. (Phytopathology XX, 1930, p. 75—83, 4 fig.)

Langeron, M. Revue des travaux de mycologie pathologique exotique publiés au cours des années 1927 1928. (Annales de Cryptog. exot. III, 1930, p. 13—42.)

Laubert, R. Schmarotzerpilzfunde aus Thüringen. (Zeitschr. f. Pilzkunde XIV, 1930, p. 86—90.)

Laxa, O. Eine Fusariumart als Ursache eines Käsefehlers. (Centralbl. f. Bakt. LXXVIII, 1929, p. 93—95.)

Le Clerg, E. L. Cultural studies of some soil fungi. (Mycologia XXII, 1930, p. 186—210.)

Lemmerzahl, J. Beiträge zur Bekämpfung des Kartoffelkrebses. (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 257—320, 18 fig.)

Lepik, E. Bibliographische Beiträge zur ostbaltischen Pilzflora. I. (Sitzber. Naturf. Ges. Univ. Tartu XXXVI, 1930, p. 27—88.)

Letow, A. S. Über die Bedeutung der Sclerotinia Libertiana Fuckel auf Sonnenblumen. (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 167—180, 2 fig.)

Linder, D. H. The life history and cytology of Saccoblastia intermedia, n. sp. (Ann. Missouri Bot. Gard. XVI, 1929, p. 487—498, 3 tab.)

Long, W. H. The dehiscence of Mycenastrum Corium. (Mycologia XXII, 1930, p. 103—105, tab. 13.)

Lüers, H., Kühles, R. und Fink, H. Der Stoffwechsel der Hefe- und Mycelform von Mucor Guilliermondi. (Biochem. Zeitschr. CCXVII, 1930, p. 253—278, 4 fig.)

Maffei, L. Nuova specie di Cephalosporium causa die una cheratomicosi dell' uomo. (Atti Ist. Bot. Univ. Pavia ser. IV, vol. I (1929), 1930, p. 183—198, 9 fig.)

Mains, E. B. and Dietz, S. M. Physiologic forms of barley mildew, Erysiphe graminis hordei Marchal. (Phytopathology XX, 1930, p. 229—239, 3 fig.)

Millasseau, J. Contribution à l'étude morphologique du Peronoplasmopara humuli Miy. and Tak. (Ann. d. Epiphyties XIV, 1929, p. 177—198, 22 fig.)

Moesz, G. v. Pilze aus der Umgebung des Balaton und aus dem Bakony-Gebirge. (Arbeiten der I. Abtlg. des Ungar. Biolog. Forschungsinstituts, Tihany 1930, p. 88—119, 4 fig.)

Moesz, G. v. Fungi novi regionis Szekszárdiensis, descripti a Dre Lad. Hollós. (Botanikai Közlem. XXV, 1928, 125—133.) (Magyar Bot. Lapok 1929, p. 53—57.)

Moesz, G. v. Neue Pilze aus Lettland. (l. c., 1930, p. 35—38, 4 fig.)

Moesz, G. v. Pilze aus dem Norden Ungarns. (Folia Cryptogamica I, 1930, p. 795—816, 2 fig.)

Moesz, G. v. Die Pilze der ungarländischen Szikböden (Natronböden). (l. c., p. 817—822, 1 fig.)

Molfino, J. F. Nota sobre Mycocitrus aurantium Möll. Curiosa especie de ascomiceta de la selva de Misiones. (Anal. Soc. Cientif. Argentina CIX, 1930, p. 137—143, 2 fig.)

Moreau, M. et Mme. F. Le développement du périthèce chez quelques Ascomycètes. (Revue Gén. Bot. XLII, 1930, p. 65—98, 7 tab.)

Nannizzi, A. Note micologiche. (Atti R. Accad. Fisiocritici Siena ser. 10, 1929, IV, p. 87—96.)

Narasimhan, M. J. Studies in the genus Phytophthora in Mysore. I. (Phytopathology XX, 1930, p. 201—214, 5 fig.)

Nicolas, G. et Aggéry, Mlle. Une attaque intense d'Helminthosporiose de l'Escourgeon. (Rev. Pathol. Végét. XVII, 1930, p. 7—8.)

Nicolas, G. et Aggéry, Mlle. Heterosporium polymorphum, parasite de Viburnum odoratissimum Ker. (Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse LVIII, 1929, p. 139—145.)

Nilsson-Leissner, G. and Sylvén, N. Studier över klöverrötan (Sclerotinia trifoliorum). (Sveriges Utsädesförenings Tidskr. XXXIX, 1929, p. 130—158, 14 fig.)

Nisikado, Y. and Matsumoto, H. A new disease of elm, caused by Gnomonia oharana n. sp. (Ber. Ohara Inst. f. Landw. Forsch. IV, 1929, p. 279—287, 3 tab.)

Nojima, T. Studies on two different species of Pestalozzia parasitic on the leaves of Diospyros Kaki L. (Bull. Kagosima Imp. Coll. Agric. and Forest. no 7, 1929, 34 pp., 5 fig., 1 tab.) — Japanisch.

Nowak, W. Untersuchungen an Basidiobolus ranarum Eidam. (Archiv f. Protistenkunde LXIX, 1930, p. 195—234, 16 fig.)

Obeng, J. J. The non-toxicity of the secretions of Phytophthora faberi Maubl. (Gold Coast Dept. Agric. Year Book no. 16, (1928), 1929, p. 139—140.)

Otsuki, T. On the throw of sporangium in Sphaerobolus Carpobolus. (Journ. Japan. Bot. VI, 1929, p. 308—313, 12 fig.) — Japanisch.

Overholts, L. O. Research methods in the taxonomy of the Hymenomycetes. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1688—1712, 46 fig., 4 tab.)

Petrak, F. Über eine neue Amaryllis-Krankheit. (Gartenbauwissenschaft III, 1930, p. 74—78.)

Petri, L. Sulla posizione sistematica del fungo parassita delle piante di limone affette da „mal del secco". (Boll. R. Staz. Patol. Veget. IX, 1929, p. 393—396, 1 fig.)

Petri, L. Influenza di substrati nutritivi esposti ai raggi ultravioletti sopra lo sviluppo dei funghi. (l. c., p. 408—410.)

Peyronel, B. Gli zoosporangi nella Sclerospora macrospora. (Boll. R. Staz. Patol. Veget. IX, 1929, p. 353—357, 1 fig.)

Pilát, A. Monographie der europäischen Stereaceen. (Hedwigia LXX, 1930, p. 10—132, 1 fig., tab. I—III.)

Pistor, R. Beiträge zur Kenntnis der biologischen Tätigkeit von Pilzen in Waldböden. (Centralbl. f. Bakt. II. Abt., LXXX, 1930, p. 169—200, 378—410, 2 fig.)

Rainio, A. J. Polygonum lapathifolium Ait., eine neue Wirtspflanze von Puccinia polygoni-amphibii. (Annal. Soc. Zool. Bot. Fenn. Vanamo IX, 1929, p. 250—255.)

Ramsbottom, J. Botanical nomenclature in relation to mycology. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1661—1666.)

Ramsbottom, J. Orchid mycorrhiza. (l. c., p. 1676—1687, 24 fig.)

Ramsey, G. B. and Bailey, A. A. Effects of ultra-violet radiation upon sporulation in Macrosporium and Fusarium. (Botan. Gazette LXXXIX, 1930, p. 113—136, tab. IV.)

Reed, G. M. New physiologic races of the oat smuts. (Bull. Torr. Bot. Club LVI, 1929, p. 449—470.)

Reichert, J. Note sur le Sclerotium parasite du maïs. (Rev. Pathol. Végét. XVI, 1930, p. 230—234, 2 fig.)

Roberg, M. Zwei bisher unbekannte Aspergillen. (Hedwigia LXX, 1930, p. 137—139.)

Rosella. Observations sur l'Ascochyta de la luzerne. (Rev. Pathol. Végét. XVI, 1929, p. 226—229, 2 fig.)

Rumbold, C. T. The relationship between the blue-staining fungi Ceratostomella and Graphium. (Mycologia XXII, 1930, p. 175—179.)

Sabouraud, R. et Negroni, P. Aleuries et rudiments de fuseaux obtenus sur la culture d'Achorion Schoenleinii. (Ann. de Dermatol. 1929, p. 232—235, 5 fig.)

Sampson, K. The biology of oat smuts. II. Varietal resistance. (Ann. appl. Biol. XVI, 1929, p. 65—85, 1 fig., 1 tab.)

Sanford, G. B. and Broadfoot, W. C. Stripe rust in Alberta. (Scient. Agric. IX, 1929, p. 337—345, 1 fig.)

Sansone, F. La produzione artificiale e la cura della „tracheoalternariosi" del pomodoro nella Campania. (Boll. R. Staz. Patol. Veget. IX, 1929, p. 397—408, 4 fig.)

Sass, J. E. A cytological study of a bispores form of Psalliota campestris. (Pap. Michigan Acad. Sc. IX, 1929, p. 287—298, 2 tab.)

Satina, S. and Blakeslee, A. F. Criteria of male and female in bread moulds (Mucors). (Proc. Nat. Acad. Sc. XV, 1929, p. 735—740, 3 fig.)

Sauger, M. Étude sur la valeur taxonomique de l'anneau des Agaricales. (Bull. Soc. Myc. France XLV, 1930, p. 290—294.)

Savastano, G. and Fawcett, H. S. A study of decay in Citrus fruits produced by inoculations with known mixtures of fungi at different constant temperatures. (Journ. Agric. Research XXXIX, 1929, p. 163—198, 10 fig.

Săvulescu, Tr. Considérations systématiques sur les Erysiphacées. (Annal. Scient. de l'Acad. de Hautes Études Agronomiques de Bucarest I, 1929, 17 pp.)

Săvulescu, Tr. und Sandu-Ville, C. Die Erysiphaceen Rumäniens. (l. c., 82 pp., 24 tab.)

Săvulescu, Tr. et Rayss, T. Un parasite des pins peu connu en Europe Neopeckia Coulteri (Peck) Sacc. (Annales des Epiphyties XIV, 1928, p. 322—353, 2 tab., 20 fig.)

Sawada, K. Materialien für das Studium der Pilze auf Formosa. (Rept. Nat. Hist. Soc. Formosa XIX, 1929, p. 31—38.) — Japanisch.

Sawada, K. Onion rust fungus, Puccinia Porri in Japan. (Rept. Nat. Hist. Soc. Formosa XIX, 1929, p. 180—185.) — Japanisch.

Schaffnit, E. und Meyer-Hermann, K. Über den Einfluß der Bodenreaktion auf die Lebensweise von Pilzparasiten und das Verhalten ihrer Wirtspflanzen. (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 99—166, 21 fig.)

Schaffnit, E. und Volk, A. Beiträge zur Kenntnis der Wechselbeziehungen zwischen Kulturplanzen, ihren Parasiten und der Umwelt. (II. Mitteilung.) Über den Einfluß der Ernährung auf die Empfänglichkeit der Pflanzen für Parasiten. (II. Teil.) (Phytopathol. Zeitschr. I, 1930, p. 535—574, 14 fig.)

Schmidt, K. W. Beitrag zur Kenntnis der rechtsrheinisch vorkommenden Hymenomyceten und Gastromyceten sowie einiger Ascomyceten, unter Hinzufügung einiger linksrheinischer Funde. (Sitzungsber. Naturhist. Ver. preuß. Rheinl. und Westf. 1928, p. 53—64.)

Schober, R. Luftstickstoffassimilation und Säurebildung bei Aspergillus niger. (Jahrb. wissensch. Bot. LXXII, 1930, p. 1—105.)

Schünemann, E. Untersuchungen über die Sexualität der Myxomyceten. (Planta IX, 1930, p. 645—672, 3 fig., 1 tab.)

Schultz, E. S., Gratz, L. O. and Bonde, R. Effect of seed-potato treatment on yield and Rhizoctonia in northeastern Maine from 1925 to 1928. (Phytopathology XX, 1930, p. 47—64, 1 fig.)

Seaver, F. J. Photographs and descriptions of cup-fungi — X. Ascotremella. (Mycologia XXII, 1930, p. 51—54, tab. 11—12.)

Seaver, F. J. Photographs and descriptions of cup-fungi — XI. Solenopezia. (Mycologia XXII, 1930, p. 122—124, tab. 16.)

Seaver, F. J. Photographs and descriptions of cup-fungi — XII. Elvelaceae. (Mycologia XXII, 1930, p. 163—164, tab. 17—19.)

Seaver, F. J. and Shope, P. F. A mycological foray through mountains of Colorado, Wyoming and South Dakota. (Mycologia XXII, 1930, p. 1—8, tab. 1—7.)

Serbinow, J. L. Actinophyta classis nova (Actinomycetes auct.), eine neue Klasse, ihre Rolle in der Natur und bei der Bodenbildung. (Sapiski Odessa Naturforschges. XLIII, 1927, p. 31—33.) — Russisch.

Shear, C. L. The life history of Sphaceloma ampelinum de Bary. (Phytopathology XIX, 1929, p. 673—679, 5 fig.)

Shear, C. L. Mycological nomenclature in relation to plant pathology. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1225—1226.)

Shear, C. L. The problem of a natural classification of the Ascomycetes. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1618—1626.)

Shear, C. L. Mycological nomenclature. (l. c., p. 1657—1660.)

Shear, C. L. and Bain, H. F. Life history and pathological aspects of Godronia cassandrae Peck (Fusicoccum putrefaciens Shear) on cranberry. (Phytopathology XIX, 1929, p. 1017—1024, 6 fig.)

Sibilia, C. Alcuni parassiti dei frutti di limone. (Boll. R. Staz. Patol. Veget. IX, 1929, p. 292—297.)

Sibilia, C. Contributo alla flora micologica del territorio di Anagni. (Ann. di Bot. XVIII, 1929, p. 253—300, 14 fig.)

Sinden, J. W. and Fitzpatrick, H. M. A new Trichoglossum. (Mycologia XXII, 1930, p. 55—61, tab. 13.)

Singer, R. Pilze aus dem Kaukasus. Ein Beitrag zur Flora des südwestlichen Zentralkaukasus. (Beihefte Bot. Centralbl. XLVI, Abt. II, 1929, p. 71—113, tab. I.)

Singer, R. Neue Mitteilungen über die Gattung Russula. (Hedwigia LXIX, 1929, p. 253—261.)

Skupienski, F. X. Sur la coloration vitale de Didymium nigripes (Fr.). Note préliminaire. (Acta Soc. Bot. Polon. VI, 1930, p. 203—213, 1 tab.)

Small, T. The relation of atmospheric temperature and humidity to tomato leaf mould, Cladosporium fulvum. (Ann. appl. Biol. XI, 1930, p. 71—80.)

Smith, E. C. The longevity of Myxomycete spores. (Mycologia XXI, 1929, p. 321—323, tab. 28.)

Smith, E. C. Some phases of spore germination of myxomycetes. (Amer. Journ. of Bot. XVI, 1929, p. 645—650, tab. LXIII.)

Sousa da Camara, E. de. Contributiones ad mycofloram Lusitaniae. (Anais do Instituto Sup. de Agronomia III, 1929, 91 pp., 103 fig.)

Sousa da Camara, M. de. Proposition de division du genre Stemphylium Wallr. champignon de l'ordre des Hyphales (Mart.) em. Sacc. et Trav. (Lisbonne 1930, 21 pp., 8 fig.)

Sparrow, F. K. jr. The non-sexual stage of Aphanomyces phycophilus. (Mycologia XXII, 1930, p. 118—121, 1 fig.)

Spaulding, P. White pine blister rust: a comparison of European with North American conditions. (U. S. Dept. Agric. Techn. Bull. no. 87, 1929, 59 pp., 14 fig.)

Sprague, R. Host-range and life-history studies of some leguminous Ascochytae. (Phytopathology XIX, 1929, p. 917—932, 3 tab.)

Staiger und Glaubitz. Hefen mit hohen Gärtemperaturen. (Centralbl. f. Bakt. II. Abt., LXXX, 1930, p. 225—227.)

Stakman, E. C. Physiologic specialization in pathogenic fungi. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1655—1656.)

Stakman, E. C., Levine, M. N. and Wallace, J. M. The value of physiologic form surveys in the study of the epidemiology of stem rust. (Phytopathology XIX, 1929, p. 951—959, 2 fig.)

Stein, Esther. Zur Biologie und Systematik der Puccinien aus der Gruppe der P. asteris. (Zentralblatt f. Bakt. II. Abt., LXXX, 1930, p. 411—425, 3 fig.)

Steiner, H. E. Die Saugkraft, ein Merkmal zur Charakterisierung der Braunrostbiotypen. (Phytopathol. Zeitschr. II, 1930, p. 199—208, 1 fig.)

Stevens, Edith. Cytological features of the life history of Gymnosporangium juniperi-virginianae. (Botan. Gazette LXXXIX, 1930, p. 394—401, tab. VII—VIII.)

Stevens, N. E. and Bain, H. F. Storage rots of cranberries in the 1928 crop. (Phytopathology XIX, 1929, p. 1037—1039, 1 fig.)

Stevens, N. E. and Shear, C. L. Botryosphaeria and Physalospora in the Hawaiian islands. (Mycologia XXI, 1929, p. 313—320, 1 fig.)

Stillinger, C. R. Dasyscypha fusco-sanguinea Rehm on western white pine, Pinus monticola Dougl. (Phytopathology XIX, 1929, p. 575—584, 1 tab., 1 fig.)

Sulzberger, M. B. Experimentelle Untersuchungen über die Dermatotropie der Trichophytonpilze. (Arch. f. Dermatol. CLVII, 1929, p. 345—357.)

Swartz, D. Spore germination of Lycoperdon pyriforme. (Pap. Michigan Acad. Sc. IX, 1929, p. 299—304, 1 tab.)

Swift, M. E. A new species of Chaetomella on rose. (Mycologia XXII, 1930, p. 165—168, 1 fig.)

Sydow, H. und Mc Rae, W. Hyphomycetes Indiae orientalis. Pars I. (Annales de Cryptogamie Exot. II, 1929, p. 262—271.)

Takahashi, S. Biologische Studien über die Trichophyten. (Japan. Journ. Dermatology XXIX, 1929, p. 134—151.) — Japanisch mit deutscher Zusfg.

Tasugi, H. On the snow-rot (Yukigusare) fungus, Typhula graminis, Karsten, of graminaceous plants. (Journ. Imp. Agric. Exper. Stat. Tokyo I, 1929, p. 41—56, 2 tab.)

Taubenhaus, J. J., Dana, B. F. and Wolff, S. E. Plants susceptible or resistant to cotton root rot and their relation to control. (Texas Agric. Exp. Stat. Bull. no. 393, 1929, p. 1—30, 5 fig.)

Taubenhaus, J. J., Ezekiel, W. M. and Killough, D. T. Relation of cotton root rot and Fusarium wilt to the acidity and alkalinity of the soil. (l. c. Bull. no. 389, 1928, p. 1—19, 5 fig.)

Taubenhaus, J. J. and Ezekiel, W. N. Recent studies on Phymatotrichum root-rot. (Amer. Journ. of Bot. XVII, 1930, p. 554—571, 4 fig., tab. XXXIII.)

Teng, S. C. Rhizoctonosis of Lobelia. (Phytopathology XIX, 1929, p. 585—588, 1 tab.)

Thienes, C. H. A new Monilia-like fungus. Characteristics of an organism associated with a dermatosis peculiar to workers in canneries. (Arch. of Dermatology XIX, 1929, p. 800—806, 4 fig.)

Thom, Ch. The Penicillia. (Baltimore [The Williams & Wilkins Co.] 8°. 1930, 644 pp., 98 fig.)

Thomas, H. E. and Burrell, A. B. A twig canker of apple caused by Nectria cinnabarina. (Phytopathology XIX, 1929, p. 1125—1128, 1 fig.)

Thomas, H. E. and Mills, W. D. Three rust dieseases of the apple. (Cornell Agric. Exp. Stat. Mem. no. 123, 1929, 21 pp., 2 tab.)

Thomas, H. E. and Muller, A. S. Some factors which influence the infection of Apium graveolens L. by Septoria Apii Rostr. (Amer. Journ. Bot. XVI, 1929, p. 789—798.)

Thompson, A. Phytophthora species in Malaya. (Malayan Agric. Journ. XVII, 1929, p. 53—100, 3 tab.)

Togashi, K. and Onuma, F. A new species of Urocystis on Convallaria majalis L. (Japan. Journ. Bot. V, 1930, p. 21—26, 1 fig.)

Toro, R. A. El concepto taxonómico de los Perisporiales. (Bol. Soc. Colombiana Cient. Nat. XVIII, 1929, p. 10—13.)

Toro, R. A. Plant-disease notes from the Central Andes II. (Phytopathology XIX, 1929, p. 969—974.)

Trautwein, K. und Wassermann, J. Die Gärungsleistungen der ersten Untergruppe der Gattung Saccharomyces (Meyen) Rees. (Biochem. Zeitschr. CCXV, 1929, p. 293—318, 3 fig.)

Vahid, S. Damage to Acacia arabica by Fomes pappianus Bres. (Indian Forester LIV, 1928, p. 662—664, 2 tab.)

Valleau, W. D. and Fergus, E. N. Black-stem disease of alfalfa, sweet clover, and red clover. (Phytopathology XIX, 1929, p. 507—509.)

Van Beijma thoe Kingma, F. H. Mykologische Untersuchungen. (Verhandel. Koninkl. Akad. van Wetensch. te Amsterdam Afd. Natuurk. [Tweede Sectie] Deel XXVI, no. 4. 1929, p. 1—29, c. fig.)

Vandendries, R. A propos des mutations hétérohomothalliques chez les champignons. (Bull. Soc. R. Bot. Belgique LXI, 1929, p. 75—76.)

Vandendries, R. Les relations entre souches étrangères expliquées par les aptitudes sexuelles des individus parthénogéniques chez Coprinus micaceus. (Bull. Soc. Myc. France XLV, 1929, p. 216—248.)

Vandendries, R. La bipolarité sexuelle chez Coprinus disseminatus Pers. (Bull. Soc. R. Bot. Belgique LXII, 1930, p. 133—136.)

Verplancke, G. Etude biométrique de quelques formes d'Ustilago zeae (Beck.) Unger. (Bull. Soc. R. Bot. Belgique LXII, 1930, p. 137—170, 8 tab.)

Vuillemin, P. Mycose de l'épiderme. (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CLXXXIX, 1929, p. 405—407.)

Wachowiak, M., Stryker, G. V., Marr, J., Bock, H. and Fleicher, M. S. The occurrence of Monilia in relation to psoriasis. (Arch. of Dermatology XIX, 1929, p. 713—731.)

Wagener, W. W. Lentinus lepideus Fries: A cause of heart rot of living pines. (Phytopathology XIX, 1929, p. 705—712.)

Ware, W. M. Experiments on the production of diseased shoots by the hop downy mildew, Pseudoperonospora Humuli (Miy. et Takah.), Wils. (Ann. of Bot. XLIII, 1929, p. 683—710, 6 fig., 1 tab.)

Weese, J. Eumycetes selecti exsiccati. 15. Lieferung, Nr. 351—375. (Mitteil. aus dem Botan. Institut der Techn. Hochschule in Wien VI, 1929, p. 81—92.)

Weese, J. Über Sphaeria chrysitis Wallroth. (l. c., p. 121—126.)

Weese, J. Eumycetes selecti exsiccati. 16. Lieferung, Nr. 376—400. (l. c., VII, 1930, p. 1—14.)

Weese, J. Eumycetes selecti exsiccati. 17. Lieferung, Nr. 401—425. (l. c., p. 17—28.)

Weese, J. Über Sphaeria Aquifolii. (l. c., p. 32.)

Wehmeyer, L. E. Studies on the role of the host in the genus Diaporthe. (Papers of the Michigan Acad. Sc., Arts and Lett., XI [1929], 1930, p. 309—328, tab. XXXIV—XXXVI.)

Weimer, J. L. Additional hosts of Fusarium oxysporum var. medicaginis. (Journ. Agric. Research XXXIX, 1929, p. 351—354.)

Weimer, J. L. Temperature and soil-moisture relations to Fusarium oxysporum var. medicaginis. (Journ. Agric. Research XL, 1930, p. 97—103, 4 fig.)

Wesendonck, J. Über sekundäre Geschlechtsmerkmale bei Phycomyces Blakesleeanus Bgff. (Planta X, 1930, p. 456—494, 18 fig.)

Weston, W. H. A new Sclerospora from Fiji. (Phytopathology XIX, 1929, p. 961—967, 1 fig.)

Weston, W. H. A new Sclerospora from Australia. (l. c., p. 1107—1115, 1 fig.)

Weston, W. H. jr. and Craigie, J. H. Observation on tassels of teosinte malformed by Sclerospora. (Journ. Agric. Research XXXIX, 1929, p. 817—836, 4 fig.)

Wiki, B. Nouvelles recherches sur la toxicité des Inocybes. (Bull. Soc. Myc. Genève XI, 1928, p. 14—17.)

Wiki, B. Note sur la toxicité du Marasmius urens Bull. (l. c., p. 17—18.)

Wiki, B. Sur la non toxicité de Amanita citrina (Sch.) Mappa (Batsch) Fr. (l. c., p. 19—22.)

Wilson, M. and Hahn, G. G. The history and distribution of Phomopsis pseudotsugae in Europe. (Phytopathology XIX, 1929, p. 979—992, 2 fig.)

Wiltshire, S. P. A Stemphylium saltant of an Alternaria. (Annals of Bot. XLIII, 1929, p. 653—662, 4 fig., 1 tab.)

Wolf, F. A. The relationship of Microstroma Juglandis (Bereng.) Sacc. (Journ. Elisha Mitchell Sc. Soc. XLV, 1929, p. 130—136, tab. 6.)

Wollenweber, H. W. Elm blight and its cause, Graphium Ulmi Schwarz. (Bartlett Res. Lab. Bull. I, 1928, p. 26—31, 2 fig.)

Wollenweber, H. W. Pyrenomyzetenstudien III. Sectio Willkommiotes generis Nectriae. (Proceed. Intern. Congr. Plant Sc. II, 1929, p. 1612—1617.)

Yossifovitch, M. Peronospora arborescens (Berk.) de Bary, parasite tres important de Papaver somniferum en Yougoslavie. (Rev. Pathol. Végét. XVI, 1930, p. 235—268, 12 fig.)

Young, P. A. and Morris, H. E. Plant diseases in Montana in 1928. (Plant Disease Rep. 1929, Suppl. 69, p. 110—175, 1 tab.)

Zablocka, W. Über neue Fundorte einiger Cordyceps-Arten. (Acta Soc. Bot. Polon. VI, 1929, p. 187—191, 1 tab.)

Zeller, S. M. Another anthracnose of raspberry. (Phytopathology XIX, 1929, p. 601—603, 1 fig.)

Zereteli, L. Die in der Gegend der Sakarschen Versuchsstation auf der Weinrebe gesammelten Pilze. (Scient. Pap. appl. Sect. Tiflis Bot. Garden VI, 1929, p. 91—96.)

Zondag, J. L. P. Phyllosticta gemmipara n. sp. oorzaak eener ziekte van Amaryllis (Hippeastrum hybridum). (Tijdschr. over Plantenziekten XXXV, 1929, p. 97—108, 3 tab.)

Zundel, G. L. Notes on Pennsylvania Ustilaginales. I. (Mycologia XXII, 1930, p. 97—100.)

Zundel, G. L. I. Monographic studies on the Ustilaginales attacking Andropogon. (Mycologia XXII, 1930, p. 125—158.)

Bachmann, E. Der Lagerbau bei Verrucaria. (Ber. Deutsch. Bot. Ges. XLVII, 1929, p. 554—560, 1 fig.)

Bachmann, E. Die deutschen, felsbewohnenden Segestriaspezies. (Hedwigia LXIX, 1929, p. 287—300, 9 fig.)

Bouly de Lesdain, M. Lichens du Mexique. (Annales de Cryptogamie Exot. II, 1929, p. 217—254.)

Cengia-Sambo, M. I licheni come indicatori del clima. (N. Giorn. Bot. Ital. XXXVI, 1929, p. 338—359.)

Choisy, M. La phylogénie probable des Peltigéracés et du genre Nephroma Acharius. (Ann. Soc. Linn. Lyon LXXIV, 1928, p. 1—6, 2 fig.)

Choisy, M. Genres nouveaux pour la lichénologie dans le groupe des Lécanoracées. (Bull. Soc. Bot. France LXXVI, 1929, p. 521—527.)

Danilov, A. N. Introduction à la synthèse du lichen Leptogium Issatschenkoi Elenk. (Bull. Jard. Bot. Princ. U. R. S. S. XXVIII, 1929, p. 225—264, 12 fig., 2 tab.)

Elenkin, A. A. Le système combinatif de lichen basé sur les faits de leurs relations phylogéniques. (Journ. Soc. Bot. Russie XIV, 1929, p. 133—164.)

Elenkin, A. A. Sur les principes théoriques à détailler les rangs essentiels du système combinatif des Lichens. (Bull. Jard. Bot. Princ. U. R. S. S. XXVIII, 1929, p. 265—305.)

Elenkin, A. A. Sur certaines conséquences du principe combinatif dans le système des Lichens. (l. c., p. 423—445.)

Frey, E. Beiträge zur Biologie, Morphologie und Systematik der Umbilicariaceen. (Hedwigia LXIX, 1929, p. 219—252, 9 fig.)

Frey, Ed. Drei neue Flechtengattungen. (Ber. Schweiz. Bot. Ges. XXXVIII, 1929, p. 43—61, 7 fig.)

Galløe, O. Natural history of the Danish lichens. Original investigations based upon new principles. Part II. (Copenhagen 1929, 84 pp., 128 tab.)

Giltay, L. Notes lichénologiques. (Bull. Soc. R. Bot. Belgique LXI, 1929, p. 120—122.)

Gyelnik, V. Ochrolechiae nonnullae novae. (Repert. spec. nov. reg. veget. XXVII, 1930, p. 391—392.)

Hillmann, J. Studien über die Flechtengattung Teloschistes Norm. (Hedwigia LXIX, 1930, p. 303—343, 2 fig.)

Hillmann, J. Einige Bemerkungen über die roten Usneen. (Repert. Spec. nov. reg. veget. XXVII, 1930, p. 287—291.)

Jaag, O. Recherches expérimentales sur les gonidies des lichens appartenant aux genres Parmelia et Cladonia. (Bull. Soc. Bot. Genève XXI, 1929, p. 1—129, 5 fig., 6 tab.)

Knight, H. H. Sussex lichens. (Transact. Brit. Myc. Soc. XIX, 1929, p. 191—193.)

Besprechung.

Keissler, Karl. Die Flechtenparasiten Deutschlands, Österreichs und der Schweiz mit Berücksichtigung der übrigen Länder Europas sowie der angrenzenden Meeresgebiete. (Dr. L. Rabenhorst's Kryptog.-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz Bd. VIII, Leipzig 1930, 712 pp., 135 fig.)

Verfasser hat sich die dankenswerte Aufgabe gestellt, die sogenannten Flechtenparasiten Mitteleuropas unter Berücksichtigung der angrenzenden Länder einer zusammenfassenden Neubearbeitung zu unterziehen und diese Bearbeitung als VIII. Band der Rabenhorst'schen Kryptogamen-Flora erscheinen zu lassen. Diese Flechtenparasiten haben bisher sowohl von seiten der Lichenologen wie der Mykologen eine recht stiefmütterliche Behandlung erfahren, und so ist es nicht verwunderlich, daß, besonders in systematischer Hinsicht, eine große Verwirrung in dieser Gruppe herrscht, die sich umso störender bemerkbar machen mußte, wenn man bedenkt, daß sich auf der einen Seite die Lichenologen mit diesen Parasiten beschäftigt haben, ohne die mykologische Literatur zu kennen und umgekehrt Mykologen das Thema bearbeiteten, ohne den richtigen Einblick in die betreffenden Abhandlungen auf lichenologischem Gebiete zu besitzen. Es ist daher ohne weiteres begreiflich, daß eine große Fülle von Namen geschaffen wurde, die sich bei einer genaueren Revision als synonym erweisen mußten.

Verfasser, zu dessen Spezialgebiet bekanntlich seit vielen Jahren das Studium der Flechtenparasiten gehört, hat uns mit der vorliegenden Arbeit nun die lang ersehnte ausführliche Zusammenstellung derselben für das in Frage kommende Gebiet gegeben, die jeder, der sich mit diesen Organismen beschäftigt, mit Freude begrüßen wird. Der Arbeit liegen nicht nur die Ergebnisse der Untersuchungen anderer Forscher, sondern vielfach auch eigene Untersuchungen zugrunde. Sie ist wesentlich systematischen Inhalts und berücksichtigt sämtliche bisher auf Flechten gefundenen Pilze des Gebiets, mögen es nun mehr oder weniger echte Parasiten oder auch nur Saprophyten sein. Demzufolge behandelt die Arbeit Vertreter aus allen Pilzgruppen, also nicht nur die an Artenzahl weit überwiegenden Ascomyceten und Sphaeropsideen, sondern auch Myxomyceten, Basidiomyceten, Hyphomyceten, Phycomyceten. Besonders ausführlich wird bei jeder Art auf die einschlägige Literatur verwiesen, auch werden die oft sehr zahlreichen Synonyme genau zitiert. Viele Abbildungen tragen wesentlich zur Erläuterung bei.

Inhalt.

Seite

Blochwitz, Adalbert. Standorte und geographische Verbreitung der Schimmelpilze 241

Sartory, A., Sartory, R. et **Meyer, J.** Étude d'un Acrostalagmus nouveau: Acrostalagmus cinnabarinus, variété minimus 269

Dietel, P. Über einige neue Puccinia-Arten aus Asien 273

Hiratsuka, Naohide. Über einige interessante oder für Japan neue Rostpilze . 278

Stevens, F. L. Parasitic fungi from Panama 281

Cejp, K. Neue Beiträge zur Kenntnis der resupinaten Arten der Hydnaceen in Böhmen 287

Dastur, Jehangir Fardunji and **Singh, Jiwan.** A new Nematospora on Cotton Bolls in the Central Provinces (India) 291

Săvulescu, Tr. et **Rayss, T.** Contribution à la connaissance des Péronosporacées de Roumanie 297

Gräflinger, Trude. Zur Kenntnis der Kleinarten von Uromyces Scillarum . . 321

Dearness, John and **Sanford, G. B.** A new species of Plenodomus 324

Neue Literatur 326

Besprechung 343

(Ausgegeben am 18. September 1930.)

5
1
9
6
7
8
2
3
4
11
10